

Dimitri Roberto Widmer

Etablierung einer Injektionsnarkose mit
Medetomidin, Ketamin und Butorphanol für den
Humboldtpinguin (*Spheniscus humboldti* Meyen, 1834)
in zoologischen Einrichtungen



Inaugural-Dissertation zur Erlangung des Grades eines
Dr. med. vet.
beim Fachbereich Veterinärmedizin der Justus-Liebig-Universität Gießen



édition scientifique
VVB LAUFERSWEILER VERLAG



Das Werk ist in allen seinen Teilen urheberrechtlich geschützt.

Die rechtliche Verantwortung für den gesamten Inhalt dieses Buches liegt ausschließlich bei den Autoren dieses Werkes.

Jede Verwertung ist ohne schriftliche Zustimmung der Autoren oder des Verlages unzulässig. Das gilt insbesondere für Vervielfältigungen, Übersetzungen, Mikroverfilmungen und die Einspeicherung in und Verarbeitung durch elektronische Systeme.

1. Auflage 2018

All rights reserved. No part of this publication may be reproduced, stored in a retrieval system, or transmitted, in any form or by any means, electronic, mechanical, photocopying, recording, or otherwise, without the prior written permission of the Authors or the Publisher.

1st Edition 2018

© 2018 by VVB LAUFERSWEILER VERLAG, Giessen
Printed in Germany



édition scientifique
VVB LAUFERSWEILER VERLAG

STAUFENBERGRING 15, D-35396 GIESSEN
Tel: 0641-5599888 Fax: 0641-5599890
email: redaktion@doktorverlag.de

www.doktorverlag.de

Aus dem
Klinikum Veterinärmedizin
Klinik für Kleintiere, Chirurgie
Justus-Liebig-Universität Gießen
Betreuerin: Prof. Dr. Sabine Tacke

und der

Zoo Duisburg AG
Betreuerin: Dr. med. vet. Kerstin Ternes

**Etablierung einer Injektionsnarkose mit
Medetomidin, Ketamin und Butorphanol für den
Humboldtpinguin (*Spheniscus humboldti* Meyen, 1834)
in zoologischen Einrichtungen**

INAUGURAL-DISSERTATION
zur Erlangung des Grades eines
Dr. med. vet.
beim Fachbereich Veterinärmedizin
der Justus-Liebig-Universität Gießen

eingereicht von

Dimitri Roberto Widmer
Tierarzt aus Salzburg

Gießen 2018

Mit Genehmigung des Fachbereichs Veterinärmedizin
der Justus-Liebig-Universität Gießen

Dekan: Prof. Dr. Dr. h.c. Martin Kramer

Gutachter:

1. Prof. Dr. Sabine Tacke
2. Prof. Dr. Melanie Hamann

Tag der Disputation: 10.09.2018

*Diese Arbeit ist meiner Familie, meinen Freunden
sowie den Pinguinen dieser Welt gewidmet.*

Selbstständigkeitserklärung

Ich erkläre: Ich habe die vorgelegte Dissertation selbstständig und ohne unerlaubte fremde Hilfe und nur mit den Hilfen angefertigt, die ich in der Dissertation angegeben habe. Alle Textstellen, die wörtlich oder sinngemäß aus veröffentlichten oder nicht veröffentlichten Schriften entnommen sind, und alle Angaben, die auf mündlichen Auskünften beruhen, sind als solche kenntlich gemacht. Bei den von mir durchgeführten und in der Dissertation erwähnten Untersuchungen habe ich die Grundsätze guter wissenschaftlicher Praxis, wie sie in der „Satzung der Justus-Liebig-Universität Gießen zur Sicherung guter wissenschaftlicher Praxis“ niedergelegt sind, eingehalten.

Inhaltsverzeichnis

Selbstständigkeitserklärung	IV
Inhaltsverzeichnis	V
Abkürzungsverzeichnis	XI
1 Einleitung	1
2 Literaturübersicht	3
2.1 Der Humboldtpinguin	3
2.1.1 Systematische Stellung	3
2.1.2 Beschreibung, Biologie und Anpassung an den aquatischen Lebensraum	3
2.1.3 Geographisches Vorkommen und Habitat	6
2.1.4 Status und Bedrohung	7
2.1.5 Klinisch-anatomische Besonderheiten	7
2.1.6 Häufige Krankheiten	9
2.1.7 Physiologische Normwerte	10
2.2 Anästhesie und Analgesie bei Vögeln	12
2.2.1 Anatomische und physiologische Besonderheiten	12
2.2.1.1 Respirationstrakt	12
2.2.1.2 Kardiovaskuläres System	13
2.2.1.3 Thermoregulation	14
2.2.2 In dieser Studie verwendete Wirkstoffe und ihre Anwendung bei Vögeln	15
2.2.2.1 Ketamin	15
2.2.2.2 Medetomidin	16
2.2.2.3 Butorphanol	18

2.2.2.4 Atipamezol	21
2.2.3 Weitere bei Vögeln verwendete Wirkstoffe	21
2.2.4 Anästhesie von Pinguinen und nah verwandten Arten	23
2.3 Monitoring und Beurteilung der Narkosetiefe	28
2.3.1 Ventilation und arterielle Sauerstoffsättigung	28
2.3.2 Herzkreislaufsystem	30
2.3.3 Körpertemperatur.....	31
2.3.4 Reflexaktivität, Analgesie, Muskeltonus	31
2.3.5 Bispektraler Index.....	34
3 Material und Methode	35
3.1 Patienten.....	35
3.1.1 Haltung und Fütterung.....	35
3.2 Arzneimittel	37
3.2.1 Dosierung der Anästhetika und Antagonisten	37
3.2.2 Für Narkosezwischenfälle bereitgehaltene Arzneimittel	38
3.3 Messung der Umgebungstemperatur und relativen Luftfeuchtigkeit	38
3.4 Durchführung der Untersuchungen	38
3.4.1 Transport der Humboldtpinguine zum Untersuchungsort	38
3.4.2 Klinische Beurteilung der Patienten.....	39
3.4.3 Anästhesieverlauf	40
3.4.4 Blutbild und Blutchemie	42
3.4.5 Anästhesieüberwachung	43

3.4.5.1 Einleitungsphase.....	43
3.4.5.2 Untersuchungsphase	44
3.4.5.3 Erholungsphase	45
3.4.6 Messung von Vitalparametern und Anästhesietiefe	46
3.4.6.1 Atemfrequenz.....	46
3.4.6.2 Herzfrequenz und -rhythmus.....	46
3.4.6.3 Pulsoximetrie	46
3.4.6.4 Körperinnentemperatur	47
3.4.6.5 Elektrokardiogramm.....	47
3.4.6.6 Reflexaktivität, Analgesie, Muskeltonus	48
3.5 Statistische Auswertung.....	49
4 Ergebnisse.....	51
4.1 Umgebungstemperatur und relative Luftfeuchtigkeit	51
4.2 Patientenbezogene Daten.....	51
4.2.1 Geschlechter- und Altersstruktur	51
4.2.2 Körpermasse	51
4.2.3 Klinische Beurteilung und Krankheitssymptome.....	52
4.2.4 Dosierung der Anästhetika	53
4.2.5 Ergebnisse der serumchemischen und hämatologischen Untersuchung .	53
4.2.6 Ergebnisse bildgebender Verfahren und pathologischer Untersuchungen	55
4.3 Anästhesieverlauf.....	57
4.3.1 Einleitungsphase	57

4.3.2 Untersuchungsphase.....	59
4.3.3 Erholungsphase	60
4.4 Messung von Anästhesietiefe und Vitalparametern	63
4.4.1 Atemfrequenz	63
4.4.2 Herzfrequenz und Elektrokardiogramm	64
4.4.3 Sauerstoffsättigung.....	65
4.4.4 Körperinnentemperatur.....	66
4.4.5 Reflexaktivität, Analgesie, Muskeltonus	67
4.4.5.1 Gesamtpunktzahl	67
4.4.5.2 Lidschluss	68
4.4.5.3 Palpebralreflex	69
4.4.5.4 Pupillenöffnung	69
4.4.5.5 Pupillenreflex	70
4.4.5.6 Kornealreflex.....	71
4.4.5.7 Kopflage.....	72
4.4.5.8 Nackentonus	73
4.4.5.9 Beintonus	74
4.4.5.10 Pectoralisreflex	75
4.4.5.11 Propatagiumreflex.....	76
4.4.5.12 Interphalangealreflex	76
4.4.5.13 Kloakalreflex	77
4.4.5.14 Intubation	78

4.4.5.15 Explorative Analyse	79
5 Diskussion	80
5.1 Methodische Aspekte.....	80
5.1.1 Umstände der Untersuchung.....	80
5.1.2 Wahl und Dosierung der Anästhetika	80
5.1.3 Präanästhetische Belastung der Humboldtpinguine.....	82
5.1.4 Gesundheitszustand der Patienten	82
5.2 Diskussion der Ergebnisse.....	84
5.2.1 Einleitungsphase	84
5.2.2 Untersuchungsphase.....	87
5.2.2.1 Herzfrequenz und Herzrhythmus	87
5.2.2.2 Atmung und Sauerstoffsättigung.....	89
5.2.2.3 Körperinnentemperatur	91
5.2.2.4 Reflexaktivität, Analgesie, Muskeltonus.....	92
5.2.3 Erholungsphase	95
5.3 Erfahrungen aus der Praxis	98
6 Schlussfolgerung	100
7 Zusammenfassung	101
8 Summary	105
9 Tabellenverzeichnis.....	109
10 Abbildungsverzeichnis.....	112
11 Literaturverzeichnis	116
12 Danksagung	128

Anhang	A
Ergebnisse von Allgemeinuntersuchung, Blutuntersuchung, Elektrokardiographie und bildgebenden Verfahren (Röntgen/Computertomographie) sowie Sektion...	B
Anästhesieprotokoll	D

Abkürzungsverzeichnis

1,0	1 männliches Tier
0,1	1 weibliches Tier
°C	Grad Celsius
%	Prozent
Abb.	Abbildung
AF	Atemfrequenz(en)
ALT	Alanin-Aminotransferase
AP	Alkalische Phosphatase
AST	Aspartat-Aminotransferase
AV	atrioventrikulär
AZ/min	Atemzüge(n)/min
bpm	beats per minute
bzw.	beziehungsweise
CK	Creatin-Kinase
cm	Zentimeter
cm ²	Quadratzentimeter
CO ₂	Kohlenstoffdioxid
dl	Deziliter
EDTA	Ethylendiamintetraacetat
EKG	Elektrokardiogramm/Elektrokardiographie
etCO ₂	endexpiratorischer Kohlenstoffdioxid-Partialdruck
g	Gramm
ggf.	gegebenenfalls
ggr.	geringgradig
G/l	Giga/Liter

γ -GT	Gammaglutamyltransferase
h	Stunden(n)
HF	Herzfrequenz(en)
Hg	Quecksilber
hgr.	hochgradig
i. c.	intrakardial
i. m.	intramuskulär
i. v.	intravenös
Kap.	Kapitel
kg	Kilogramm
KM	Körpermasse
KT	Körperinnentemperatur
kU	Kilounits
l	Liter
LDH	Laktatdehydrogenase
m ²	Quadratmeter
Max	Maximum
mg	Milligramm
mgr.	mittelgradig
Min	Minimum
min	Minute(n)
ml	Milliliter
mmol/l	Millimol/Liter
μ g	Mikrogramm
μ mol/l	Mikromol/Liter
n	Stichprobenumfang

NMDA	N-Methyl-D-Aspartat
Nr.	Nummer
PaO ₂	arterieller Sauerstoffpartialdruck
s.	siehe
s. c.	subkutan
SD	Standard deviation; Standardabweichung
SO ₂	Sauerstoffsättigung
SpO ₂	periphere Sauerstoffsättigung
Tab.	Tabelle
T/l	Tera/Liter
U	Units/Internationale Einheiten
\bar{x}	arithmetischer Mittelwert
\tilde{x}	Median
ZNS	zentrales Nervensystem

1 Einleitung

Neben der Erhaltungszucht bedrohter Tierarten *ex situ* gehört es ebenso zu den wichtigen Aufgaben zoologischer Gärten, den Besuchern „Botschafter“ dieser Arten in Form der im Zoo gehaltenen Individuen nahezubringen und Empathie zu wecken, fundiertes Wissen zu vermitteln, unmittelbare Verbindungen zum *in situ* Arten- und Naturschutz herzustellen und Möglichkeiten der persönlichen Einflussnahme aufzuzeigen. Darüber hinaus liefern Forschungsarbeiten innerhalb der Zootierpopulation grundlegende biologische, physiologische und tiermedizinische Erkenntnisse, welche von Relevanz für die Zootierhaltung sowie für Verständnis und Schutz freilebender Wildtiere sein können. Eine verantwortungsvolle Tierhaltung stellt die Grundlage hierfür dar und beinhaltet neben der kontinuierlichen Weiterentwicklung der Haltungsbedingungen auch eine angemessene tiermedizinische Versorgung mit dem Ziel der Gesunderhaltung der Tierbestände bzw. deren Individuen. Dies wird durch Diagnostik und Therapie erkrankter Tiere auf der einen, durch Prophylaxe- und Managementmaßnahmen auf der anderen Seite erreicht. Sedation, Immobilisation, Anästhesie und Analgesie bilden dabei oftmals die Grundlagen für Tier und Mensch sicherer, effektiver sowie tierschutzgerechter Maßnahmen. Der Zoo- und Wildtiermedizin steht zu diesem Zweck eine Vielfalt an Wirkstoffen zur Verfügung, welche der Spezies und Indikation sowie den eigenen Erfahrungen, Fähigkeiten und Möglichkeiten gemäß zur Anwendung kommen. Die Anpassung bestehender und Entwicklung neuer Dosierungen von Anästhetika und Analgetika ist zweifellos einer der zentralen Punkte zootiermedizinischer Forschung und des professionellen Austausches.

Der Humboldtpinguin (*Spheniscus humboldti*) gehört zu den in zoologischen Einrichtungen häufig gehaltenen Pinguinarten. Im europäischen Raum existieren aktuell etwa 130 Haltungen¹. Die globale Datenbank Species360 listet weltweit 3422 Individuen². Durch Lebensraumzerstörung, Fischereiindustrie, Guanoabbau und weitere Faktoren wurden die freilebenden Populationen jedoch erheblich dezimiert. So wird die Spezies in der International Union for Conservation of Nature (IUCN) Red List of Threatened Species™ seit dem Jahr 2000 als „vulnerable“ bezeichnet und ist in

¹ www.zootierliste.de, Suchbegriff „*Spheniscus humboldti*“. Zugriff am 07.07.2017.

² Species360 ZIMS, Version 2.25.5, Population Overview Report, zims.species360.org. Zugriff am 07.07.2017.

Anhang I des Washingtoner Artenschutzabkommens gelistet. Insgesamt werden derzeit 10 der 18 Pinguinarten als „vulnerable“ oder „endangered“ klassifiziert³.

In der vorliegenden Arbeit wurde erstmals ein intramuskulär appliziertes und partiell reversibles Anästhesieprotokoll unter Verwendung der Wirkstoffe Medetomidin, Ketamin und Butorphanol bei in zoologischen Gärten gehaltenen Humboldtpinguinen untersucht. Ziel war es, die zumeist praktizierte Inhalationsnarkose um eine Injektionsanästhesie zu ergänzen, die auch durchführbar ist, wenn kein Inhalationsnarkosegerät zur Verfügung steht, oder die Indikation eine Inhalationsnarkose ausschließt. Die Wirkstoffkombination beinhaltet analgetisch wirksame Komponenten und könnte aufgrund geringerer Zwangsmaßnahmen (kurze Injektion gegenüber forcierter Inhalation) im Vergleich zur Inhalationsnarkose eine Stressreduktion für die Patienten bedeuten.

Die Anforderungen an diese Kombinationsanästhesie beinhalteten Praktikabilität und Sicherheit für Anwender und Tier sowie Zuverlässigkeit der anästhetischen Wirkung. Diese sollte im besten Fall das Stadium chirurgischer Toleranz, jedoch mindestens eine tiefe Sedation bewirken, und diagnostische oder therapeutische Maßnahmen bei ausreichender Analgesie und Muskelrelaxation ermöglichen. Rasche Einleitungs- und Erholungsphasen waren darüber hinaus wünschenswert. Eine gute Anwendbarkeit auch bei freilebenden Pinguinen wäre als Vorteil zu sehen, der Einsatz bei Tieren in menschlicher Obhut stand jedoch im Vordergrund.

³ The IUCN Red List of Threatened Species, Version 2017-1, www.iucnredlist.org. Zugriff am 07.07. 2017.

2 Literaturübersicht

2.1 Der Humboldtpinguin

2.1.1 Systematische Stellung

Der Humboldtpinguin (*Spheniscus humboldti*) bildet gemeinsam mit dem Brillenpinguin (*S. demersus*), dem Magellanpinguin (*S. magellanicus*) und dem Galápagos-Pinguin (*S. mendiculus*) die Gattung *Spheniscus* innerhalb der Familie der *Spheniscidae*, Unterordnung *Sphenisciformes*, Ordnung *Neognathae* in der Klasse *Aves* (AZA Penguin TAG, 2014). Die 18 Pinguinarten stellen eine monophyletische Gruppe mariner Vögel dar und gelten als verwandt mit Seevögeln der Familien *Procellariiformes* (Röhrennasen) und *Gaviiformes* (Seetaucher) (Bertelli und Giannini, 2005). Neben der Gattung *Spheniscus* existieren noch einige weitere Pinguinarten der Gattungen *Aptenodytes*, *Eudyptes*, *Eudyptula*, *Megadyptes* und *Pygoscelis* (AZA Penguin TAG, 2014). Der älteste fossile Skelettfund eines Pinguins der Gattung *Spheniscus* stammt aus dem Miozän und wurde in Peru entdeckt (Göhlich, 2007).

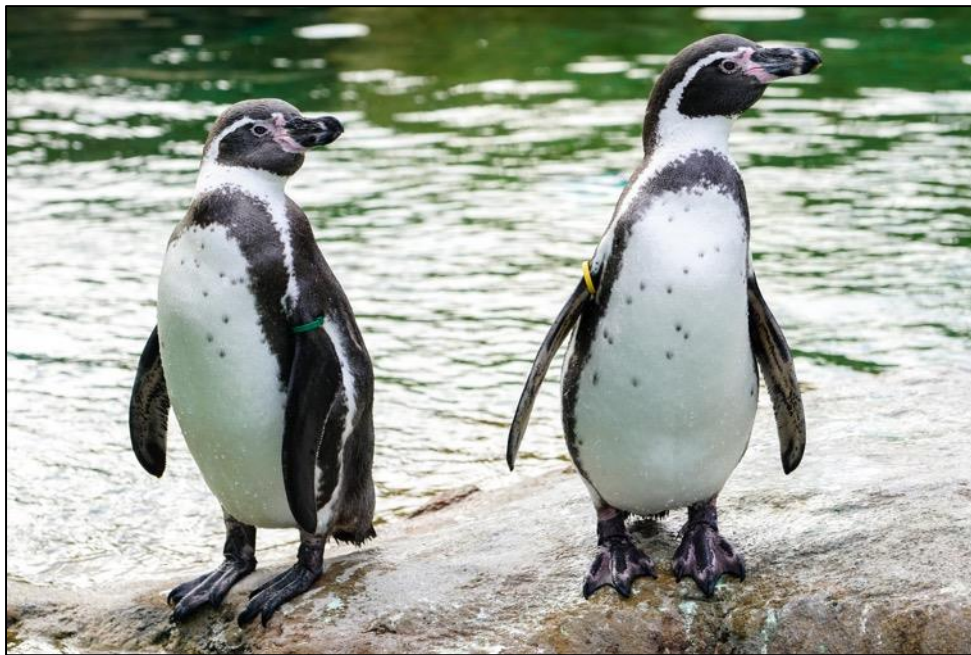
Eine detaillierte Studie der phylogenetischen Verwandtschaftsverhältnisse der rezenten Pinguinarten unter Berücksichtigung morphologischer Eigenschaften und mitochondrialer Sequenzen findet sich bei Bertelli und Giannini (2005). Die Phylogenese unter Einbeziehung lebender und fossiler Pinguinspezies untersuchten Ksepka et al. (2006).

2.1.2 Beschreibung, Biologie und Anpassung an den aquatischen Lebensraum

Pinguine sind flugunfähige Seevögel der südlichen Hemisphäre (Guinard et al., 2010). Der Humboldtpinguin ähnelt in seinem Erscheinungsbild anderen Vertretern der Gattung *Spheniscus*. Das dichte, enganliegende Gefieder ist bei adulten Tieren an Rücken, Nacken, Kopf- und Flügeloberseite von einheitlich schwarzgrauer und an Hals und Bauch von weißer Färbung. Das Gesicht wird von einer schwarzweißen Maske geprägt und um den Ansatz des schwarzgrau gefärbten Schnabels befinden sich variable Areale rosaroter, unbefiederter Haut. Im Bauchgefieder sind einzelne schwarze Flecken individuell unterschiedlicher Anordnung verteilt (EAZA Penguin TAG, 1993). Im Kehlbereich und entlang der Flanken ventral der Flügel nach kaudal ziehend findet sich zudem ein breites hufeisenförmiges Band schwarzer Federn – ein Unterscheidungsmerkmal zum ebenfalls in Südamerika vorkommenden

Magellanpinguin, der ein zusätzliches Kehlband besitzt (Simeone et al., 2009). Die unbefiederten Füße sind zumeist dunkel pigmentiert, können aber auch unpigmentierte Flecken aufweisen. Juvenile Tiere weisen bis zur endgültigen Mauser ins Adultgefieder mit etwa 1 Jahr eine weniger ausgeprägte Jugendzeichnung auf (Fowler und Fowler, 2001). Humboldtpinguine erreichen eine Körpergröße von etwa 65 – 70 cm (Martínez, 1992) bei einer Körpermasse (KM) um 4 kg (Williams, 1995).

Abbildung 1: *Humboldtpinguine im Zoo Dresden (Foto: D. Widmer).*



Pinguine bewegen sich an Land plantigrad fort und nicht, wie andere Vögel, digitigrad (EAZA Penguin TAG, 1993). Wie bei anderen Pinguinarten besteht kein deutlicher Geschlechtsdimorphismus. Zwar sind männliche Pinguine oft etwas größer als weibliche, allerdings wird dies zumeist erst im direkten Vergleich sichtbar und es existieren deutliche Überschneidungen. Messungen der Schnabellänge und -breite sowie Flügellänge wurden bei einer freilebenden Population von *S. humboldti* mit einer Erfolgsquote von 87,7% zur Geschlechtsdifferenzierung herangezogen, jedoch wurde die Methode für im Zoo gehaltene Pinguine aufgrund stärkerer Keratinisierung des Oberschnabels für unbrauchbar befunden (Wallace et al., 2008).

Humboldtpinguine beginnen im Freiland durchschnittlich im 5. bis 6. Lebensjahr mit der Fortpflanzung, leben monogam und bleiben ihrem Partner im Regelfall über Jahre

treu. Immer wieder zusammenfindende Paare erhöhen ihren Reproduktionserfolg. Die 2 im Abstand weniger Tage gelegten Eier werden von beiden Elternteilen abwechselnd insgesamt 41 Tage lang bebrütet und auch danach wird der Nachwuchs gemeinsam versorgt (Fowler und Fowler, 2001; Taylor, 2000). Südamerikanische Pinguine sind gesellige Tiere, die zu großen Brutkolonien zusammenfinden und auch während der Ruhephasen an Land nur selten einzeln anzutreffen sind (Fowler und Fowler, 2001). Die einmal jährlich stattfindende Mauser ist innerhalb von 2 Wochen abgeschlossen. Während dieser Phase wird das gesamte Federkleid erneuert. Die Tiere zeigen eine insgesamt verringerte Aktivität und meiden das Wasser, wodurch sie im Freiland in dieser Zeit keine Nahrung aufnehmen (Fowler und Fowler, 2001; Merritt und King, 1987).

Wie bei allen Pinguinarten weisen Körperbau und Physiologie ausgeprägte Anpassungen an den aquatischen Lebensraum auf. Die Flügel sind zu steifen und abgeflachten „Flippern“ umfunktioniert und sorgen sowohl bei der Aufwärts- als auch bei der Abwärtsbewegung im Wasser für Vortrieb (De Juana, 1992; Ksepka et al., 2006). Die Füße besitzen Schwimmhäute zwischen den Zehen (Fowler und Fowler, 2001). Adulte Pinguine haben eine äußerst flexible und muskulöse Halswirbelsäule, deren 13 Wirbel durch eine enge S-Form den Kopf nah an den Körper bringen und somit mechanische Stabilität sowie gemeinsam mit dem stromlinienförmigen Körper eine perfekte hydrodynamische Form während des Schwimmens gewährleisten. Bei der aufrechten Körperhaltung an Land sorgt die Konstruktion zudem für eine Verlagerung des Schwerpunktes von Kopf und Hals über die Füße (Guinard et al., 2010). Das Extremitätenskelett ist, anders als bei fliegenden Vögeln, nicht pneumatisiert, was einen geringeren Auftrieb im Wasser bedeutet und somit das Tauchen erleichtert (Martínez, 1992). Ähnlich den marinen Säugetieren weist die Muskulatur der Pinguine einen hohen Anteil an Myoglobin auf. Zudem besitzen sie in einem gewissen Umfang die Fähigkeit des anaeroben Glykogenabbaus (De Juana, 1992). Diese Mechanismen erlauben es den Tieren, beim Beutefang für 4 – 5 Minuten (min) unter Wasser zu bleiben (EAZA Penguin TAG, 1993). Die Sauerstoffbindungskurve des Blutes verschiedener Pinguinarten weist im Gegensatz zu den meisten anderen Vogelarten eine deutliche Linksverschiebung auf, so dass bei gleichem arteriellem Sauerstoffpartialdruck (PaO_2) mehr Sauerstoff gebunden wird (Meir und Ponganis, 2009). Pinguine weisen eine einheitliche Befiederung des Körpers auf, mit deutlich kürzeren Federn an den Flügeln. Bis auf den während der Brutzeit

durch Ausrupfen der Bauchfedern für den Nestbau entstehenden kahlen Brutfleck sowie den Schnabelansatz und die Füße sind keine unbefiederten Areale vorhanden. Die Federn sind kurz, steif und überlappend angeordnet. Zusammen mit dem öligen Sekret der Bürzeldrüse, welches mit dem Schnabel im Gefieder verteilt wird, entsteht somit eine wasserdichte Schutzschicht. Unter dieser oberen Federschicht befindet sich ein dichtes Daunengefieder, das eine Luftschicht hält, die zusammen mit subkutanem Fettgewebe für gute Isolation an Land und im Wasser sorgt. Die Thermoregulation findet außerdem über *retia mirabilia* sowie die Extremitäten im Gegenstromprinzip versorgende Blutgefäße statt. Durch arteriovenöse Anastomosen sowie Vaskonstriktion und -dilatation können Wärmeabgabe und -retention reguliert werden (Fowler und Fowler, 2001).

Humboldtpinguine ernähren sich im Freiland vorwiegend von Schwarmfischen wie Sardinen (*Sardinops sagax*), Sardellen (*Engraulis ringens*), Makrelenhechten (*Scomberesox saurus*), Heringen (*Clupea bentincki*) sowie Ährenfischen der Gattung *Odontesthes*, die sie in Gruppen jagend erbeuten. Cephalopoden und Crustaceen machen einen geringen und variablen Teil der Beute aus. Sie tauchen dabei selten tiefer als 50 Meter (Fowler und Fowler, 2001; Hennicke, 2001; Herling et al., 2005; Luna-Jorquera und Culik, 1999). Pinguine nehmen beim Beutefang und Trinken Meerwasser auf, dessen hohen Salzgehalt sie durch supraorbitale Salzdrüsen ausgleichen. Über diese wird eine Lösung mit höherer Salzkonzentration als der des Meerwassers ausgeschieden, so dass Wasser für den Organismus verfügbar wird (Hughes, 2003).

In menschlicher Obhut können Pinguine noch mit über 30 Jahren zur Brut schreiten (AZA Penguin TAG, 2014). Die meisten männlichen Humboldtpinguine werden jedoch nicht älter als 28, die weiblichen als 25 Jahre (EAZA Penguin TAG, 1993). Ein weiblicher Pinguin dieser Studie hatte zum Untersuchungszeitpunkt jedoch bereits ein Alter von 35 Jahren erreicht.

2.1.3 Geographisches Vorkommen und Habitat

Humboldtpinguine leben an den Pazifikküsten Perus und Chiles zwischen 5° und 42° südlicher Breite. Vor allem die nördliche Population profitiert vom Nährstoffreichtum der kühlen Gewässer des Humboldtstroms (Culik und Luna-Jorquera, 1997; Williams, 1995). Aufgrund dieses weiten Verbreitungsgebietes von mehr als 4500 Kilometern

entlang der Westküste Südamerikas sind sie variierenden klimatischen und ökologischen Einflüssen ausgesetzt (Hennicke und Culik, 2005) und kommen in tropischem, subtropischem und gemäßigttem Klima vor. Die Lufttemperatur variiert zwischen 7°C und 30°C bei einer relativen Luftfeuchtigkeit zwischen 60% und 90% (EAZA Penguin TAG, 1993).

Ihr Lebensraum umfasst zum einen den Ort der Nahrungsaufnahme, das offene Meer, und zum anderen den Küstenbereich, wo Fortpflanzung und Brut stattfinden (Fowler und Fowler, 2001).

2.1.4 Status und Bedrohung

Die Art wird in der IUCN Red List of Threatened Species™ seit dem Jahr 2000 als „vulnerable“ klassifiziert (Birdlife International, 2017). Insbesondere das Ertrinken der Vögel in Fischernetzen stellt eine Gefahr dar, der jährlich viele Pinguine zum Opfer fallen (Simeone et al., 1999). Außerdem spielen Überfischung und Verschmutzung der Meere, illegale Jagd, Abbau von Guano, das Sammeln der Eier für den menschlichen Verzehr, Bedrohung durch eingeführte Haustierarten sowie Störung durch touristische Aktivitäten eine wichtige Rolle (Birdlife International, 2017). Hinzu kommen periodische Dezimierungen der Population durch „El Niño“-Ereignisse (Paredes et al., 2003). Der Bestand wird aktuell auf etwa 45.000 Brutpaare geschätzt (Wallace, 2014). Die tatsächlichen Zahlen sowie der Trend der Population sind allerdings nur schwer und ungenau zu bestimmen (Birdlife International, 2017).

2.1.5 Klinisch-anatomische Besonderheiten

Die Trachea des Humboldtpinguins sowie weiterer Pinguinarten weist ein medianes Septum auf, durch welches sie in 2 getrennte Röhren geteilt wird (Krautwald-Junghanns, 2007; Powell, 2000) (Abb. 2). Dies ist besonders bei der endotrachealen Intubation zu berücksichtigen, bei der es somit zu einem einseitigen Sitz des Tubus kommen kann (Coles, 2007b; Wallace, 2014).

Abbildung 2: *Trachea eines Brillenpinguins (S. demersus), beidseitig parallel des medianen Septums eröffnet. Die Trachea des etwas größeren Humboldtpinguins weist eine sehr ähnliche Anatomie auf (Foto: D. Widmer).*



Pinguine können während der Versorgung der Jungvögel bis zu 30% ihrer KM an Futter aufnehmen, da Magen und Ösophagus eine große Kapazität aufweisen. Der Darm des Humboldtpinguins weist mit bis zu 8 m eine beachtliche Länge auf (Eulenberger, 1995). Der Magen liegt sehr weit kaudal in der Körperhöhle (Wallace, 2014). Aufgrund der guten Isolation durch das dichte Gefieder einerseits und die saisonal unterschiedlich dicke subkutane Fettschicht andererseits, sind Pinguine anfällig für Hyperthermie bei Zwangsmaßnahmen und Anästhesie (Bodley und Schmitt, 2014; Wallace, 2014) (Abb. 3). Vor der Mauser ist eine periodische Zunahme von Körperfett und KM zu verzeichnen (AZA Penguin TAG, 2014).

Abbildung 3: *Isolierendes dichtes Gefieder und subkutane Fettschicht im Bereich der Brust eines seziierten Humboldtpinguins (Foto: D. Widmer).*



Wegen der fehlenden Pneumatisierung der langen Röhrenknochen gestaltet sich die Durchführung intraossärer Infusionen schwieriger als bei anderen Vogelspezies (Wallace, 2014).

Die Blutentnahme ist bei Pinguinen neben den bei anderen Vögeln verwendeten Lokalisationen noch aus einem venösen Sinus dorsal der Wirbelsäule im Bereich der gelenkigen Verbindung zwischen Synsakrum und Pygostyl möglich (AZA Penguin TAG, 2014) (Abb. 4).

Abbildung 4: Blutentnahme bei einem Humboldtpinguin (Foto: D. Widmer).



2.1.6 Häufige Krankheiten

Die Infektion mit den protozoären Blutparasiten *Plasmodium relictum* bzw. *P. elongatum* stellt eine weltweit vorkommende Erkrankung vieler Pinguinarten in menschlicher Obhut dar (Fix et al., 1988). Diese geht mit einer hohen Morbidität und Mortalität einher. Der Erreger wird durch blutsaugende Mücken der Gattungen *Aedes* und *Culex* übertragen, die als Vektoren dienen (Cranfield et al., 1994; Jones und Shellam, 1999).

Mykosen des Respirationstraktes kommen insbesondere bei in Menschenhand lebenden Pinguinen vor, und werden zumeist durch den Schimmelpilz *Aspergillus*

fumigatus hervorgerufen. Insbesondere durch Stresssituationen immunsupprimierte Tiere sind empfänglich (Fowler und Fowler, 2001; Khan et al., 1977). Bei freilebenden Tieren wird die Erkrankung hingegen nur selten beobachtet (Carrasco et al., 2001; Duignan, 2001). Sie ist seit dem 19. Jahrhundert bekannt (Ainsworth, 1949).

Die infektiöse Pododermatitis, auch als „bumblefoot“ bezeichnet, ist ebenfalls vor allem eine Erkrankung in Menschenhand lebender Tiere. In ihrer Folge entwickeln sich schmerzhaft Infektionen der Haut und Unterhaut der Sohlen mit Tendosynovitis, Osteomyelitis, Arthritis und Abszessen (Fowler und Fowler, 2001; Reisfeld et al., 2013).

Darüber hinaus sind Infektionen mit verschiedenen Erregern beschrieben, darunter *Mycobacterium avium*, *Salmonella* spp., *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus*, *Pseudomonas* spp., *Klebsiella* spp., Paramyxoviren, West-Nile-Virus und *Toxoplasma gondii* (AZA Penguin TAG, 2014; Fowler und Fowler, 2001; Widmer et al., 2016). Serologisch konnten bei freilebenden Humboldtpinguinen Antikörper gegen *Chlamydophila psittaci* und verschiedene Viren mit unklarer klinischer Relevanz nachgewiesen werden (Smith et al., 2008).

Zu den nicht-infektiösen Erkrankungen gehören Verletzungen, die Aufnahme von Fremdkörpern und Vergiftungen (Fowler und Fowler, 2001). Um Mangelerkrankungen, insbesondere Thiamin- und Vitamin E-Mangel, vorzubeugen, sollte bei Verfütterung gefrorener Fische eine angemessene Supplementierung erfolgen (AZA Penguin TAG, 2014).

2.1.7 Physiologische Normwerte

In einer Untersuchung von Butler und Woakes (1984) betrug die Herzfrequenz (HF) in Gefangenschaft gehaltener Humboldtpinguine 121 ± 5 Schläge/min in Ruhe, 139 ± 5 Schläge/min bei Aufenthalt an der Wasseroberfläche ohne weitere Aktivität und 245 ± 24 Schläge/min während der schnellen Fortbewegung an Land. Freiwillige Tauchgänge gingen nicht mit einer signifikanten Änderung der HF einher, während forcierte Tauchgänge ab 60 Sekunden Länge eine deutliche Verringerung der HF auf 78 Schläge/min zur Folge hatten. Eine andere Quelle gibt die HF mittelgroßer Pinguinarten allgemeiner mit 85 – 120 Schlägen/min an (Stoskopf und Kennedy-Stoskopf, 1986). Die normale Körperinnentemperatur (KT) beträgt im Mittel $37,8 - 38,9^{\circ}\text{C}$ (AZA Penguin TAG, 2014). Es existieren keine Angaben hinsichtlich

physiologischer Atemfrequenzen (AF) bei Humboldtpinguinen. Eine Übersicht hämatologischer und blutchemischer Referenzwerte im Zoo gehaltener Humboldtpinguine gibt Tab. 1.

Tabelle 1: Ausgewählte serumchemische und hämatologische Referenzbereiche in zoologischen Gärten gehaltener Humboldtpinguine (Teare, 2013). Angegeben ist zusätzlich der Mittelwert (\bar{x}).

	Einheit	\bar{x}	Referenzbereich
Serumchemische Parameter			
Glukose	mmol/l	13	8,49 – 17,91
Harnsäure	μmol/l	7,9	2,34 – 22,0
AST	U/l	209	83 – 435
ALT	U/l	42	11 – 105
γ-GT	U/l	7	0 – 18
Gesamteiweiß	g/dl	5,2	3,7 – 6,9
Albumin im Serum	g/dl	1,8	1,0 – 2,7
CK	U/l	272	56 – 849
LDH	U/l	248	79 – 654
anorganisches Phosphat	mmol/l	1,11	0,37 – 2,58
Kalzium	mmol/l	2,59	2,17 – 3,2
Natrium	mmol/l	152	140 – 164
Kalium	mmol/l	3,8	2,1 – 6,1
Hämatologische Parameter			
Hämatokrit	%	47,8	28,9 – 60,0
Hämoglobin	g/dl	15,8	9,5 – 21,5
Erythrozyten	T/l	2,16	1,27 – 3,16
Leukozyten	G/l	23,53	6,16 – 49,88
Basophile Granulozyten	G/l	0,602	0,099 – 1,786
Eosinophile Granulozyten	G/l	0,457	0,084 – 1,495
Lymphozyten	G/l	7,56	1,17 – 21,47
Monozyten	G/l	1,21	0,103 – 4,2
Heterophile Granulozyten	G/l	14,03	3,33 – 30,22

2.2 Anästhesie und Analgesie bei Vögeln

2.2.1 Anatomische und physiologische Besonderheiten

2.2.1.1 Respirationstrakt

Der aviäre Respirationstrakt unterscheidet sich grundlegend von dem der Säugetiere und zeichnet sich durch eine höhere Effizienz sowie separate Anteile für den Gasaustausch einerseits und die Ventilation andererseits aus (Hawkins und Pascoe, 2007).

Die Atemluft wird über die Nasenlöcher, Nasenhöhle, Choanen, Glottis, Trachea und das Luftsacksystem der Lunge zugeführt (Lawton, 1996). Vögel besitzen keine Epiglottis und aufgrund der gut sichtbaren Lage der Glottis am Zungengrund ist die endotracheale Intubation zumeist einfach durchzuführen. Die Luftröhre kann bei unterschiedlichen Vogelarten eine sehr variable Länge und Konformation aufweisen (Coles, 2007b). Anders als beim Säuger sind die Trachealringe geschlossen, daher sollte zur Prävention von Schleimhautläsionen mit nachfolgenden Strikturen ein zu starkes Aufpumpen der Manschette von Endotrachealtuben vermieden werden. Traumata können aber auch bei der Benutzung von Tuben ohne Manschette und durch Reibung des Tubus an der empfindlichen Trachealschleimhaut entstehen. Übermäßige Manipulationen von Kopf und Hals sind daher nach Intubation zu vermeiden (Hawkins und Pascoe, 2007). Das Totraumvolumen beträgt aufgrund der längeren Luftröhre etwa das 4,5-fache vergleichbar großer Säugetiere und wird beim gesunden, nicht-anästhesierten Vogel durch ein größeres Atemzugvolumen und geringere AF kompensiert (Powell, 2000). Bei anästhesierten Tieren kann es durch eingeschränkte Atemtätigkeit zu einer gesteigerten Totraumventilation kommen (Hawkins und Pascoe, 2007). Das umfangreiche Luftsacksystem der Vögel ist nicht direkt am Gasaustausch beteiligt, sondern sorgt blasebalgartig für einen unidirektionalen Strom der Atemluft durch die Lunge. Diese ist im Gegensatz zur Lunge von Säugetieren vergleichbarer Größe kleiner, nicht dehnbar und somit nahezu volumenkonstant, ermöglicht aufgrund einer bis zu 10-fach größeren funktionellen Oberfläche aber einen sehr viel effizienteren Gasaustausch. Dieser findet in den Luftkapillaren statt, deren größter Durchmesser lediglich ein Drittel des Durchmessers der kleinsten Alveolen der Säugetierlunge aufweist (Coles, 2007a).

Vögel besitzen kein Zwerchfell. Die für die Atemtätigkeit notwendige Bewegung von Brustbein und Rippen wird durch die Inspirations- und Expirationsmuskulatur des

Körperstammes gewährleistet (Hummel, 2000). Durch die muskelrelaxierende Wirkung von Anästhetika oder lagerungsbedingte Restriktion der Muskelfunktion während Narkose und Zwangsmaßnahmen kann es somit zur Hypoventilation kommen. Obwohl nur bei Haushühnern ausreichend studiert, sollte eine dorsale Lagerung auch anderer Vogelarten möglichst vermieden werden (Hawkins und Pascoe, 2007).

Vögel besitzen eine einzigartige Gruppe besonders sensibler intrapulmonaler Kohlenstoffdioxid (CO₂) Rezeptoren, durch die die Ventilation anhand registrierter Veränderungen des CO₂-Partialdruckes reguliert wird. Volatile Anästhetika üben eine hemmende Wirkung auf die Tätigkeit dieser peripheren Kontrollmechanismen aus, was eine gesteigerte Sensitivität des Atmungssystems der Vögel gegenüber diesen Wirkstoffen erklären könnte (Ludders, 2001).

2.2.1.2 Kardiovaskuläres System

Das kardiovaskuläre System weist Anpassungen an die hohen metabolischen Ansprüche des Fliegens auf. Vögel besitzen verglichen mit Säugetieren ein proportional größeres Herz, ein höheres Schlagvolumen sowie einen höheren mittleren arteriellen Blutdruck (Smith et al., 2000).

Die klinische Relevanz des renalen Pfortadersystems der Vögel ist umstritten (Hawkins und Pascoe, 2007). In die Beinmuskulatur injizierte Medikamente können aufgrund des Klappenapparates der *Vena iliaca externa*, welcher einer adrenergen und cholinergen Stimulation unterliegt, zunächst in das renale Pfortadersystem gelangen, bevor sie der systemischen Zirkulation zugeführt werden. Dies kann insbesondere für Wirkstoffe von Bedeutung sein, die unmetabolisiert über die Nieren ausgeschieden werden (Coles, 2007c). Nephrotoxische Wirkstoffe und solche, die eine hohe renale Exkretion aufweisen, sollten daher in die kraniale Körperhälfte injiziert werden (Hawkins und Pascoe, 2007). In einer an Straußen (*Struthio camelus*) durchgeführten Studie konnten nach Injektion von Xylazin, Tiletamin und Zolazepam jedoch keine Unterschiede bezüglich Einleitung, Dauer oder Aufwachphase nach Injektion in die Oberschenkelmuskulatur in einer und Injektion in die Flügelmuskulatur in einer zweiten Gruppe festgestellt werden (Carvalho et al., 2006).

2.2.1.3 Thermoregulation

Vögel sind homoiotherme Tiere und können ihre KT innerhalb einer weiten Spanne klimatischer Bedingungen nahezu konstant halten. Die normale KT der meisten Ziervögel liegt zwischen 39°C und 43°C (Dawson und Whittow, 2000).

Während der Narkose sinkt aufgrund der Muskelrelaxation die Wärmeproduktion durch Muskelkontraktionen. Zudem unterliegt der Patient evaporativen Wärmeverlusten über die Körperoberfläche, die respiratorischen Schleimhäute sowie gegebenenfalls eröffnete Körperhöhlen. Insbesondere trockene anästhetische Gasgemische sowie chirurgische Hautdesinfektion spielen hierbei eine Rolle. Weitere Wärmeverluste finden durch Konduktion beim Kontakt mit Oberflächen, beispielsweise des Behandlungstisches sowie durch Konvektion über die umgebende Luft statt. Aufgrund der relativ geringen Größe der meisten Vogelpatienten geht Körperwärme auch schnell durch Radiation verloren. Durch die Anästhesie kommt es zu Umverteilungsprozessen des Blutflusses und Beeinträchtigung von Thermoregulationsmechanismen (Hawkins und Pascoe, 2007).

Hypotherme Zustände können zur Atemdepression führen. Bei Säugetieren kann es durch herabgesetzte Rezeptortätigkeit und Ausschüttung von Katecholaminen zu Bradykardie und Arrhythmien kommen. Zudem sinkt der Bedarf an Anästhetika sowie deren Verstoffwechselung, was sich in verlängerten Aufwachphasen äußert (Hawkins und Pascoe, 2007). Um Wärmeverlusten vorzubeugen, werden eine angemessene Raumtemperatur, warme Infusionen, Wärmematten und -lampen sowie eine Befeuchtung des Narkosegasgemisches empfohlen. Das Rupfen von Federn und Auftragen von Desinfektionsmitteln als Vorbereitung chirurgischer Eingriffe sollte auf ein Mindestmaß reduziert werden (Lierz und Korbel, 2012).

Bei Vögeln mit guter Isolation kann es auch zur Hyperthermie kommen, die zu kardialer Instabilität und erhöhtem Sauerstoffbedarf führen kann (Ludders und Matthews, 2007). Insbesondere arktische Vogelarten neigen nach stressreichem Fang und Transport sowie bei hohen Umgebungstemperaturen zur Hyperthermie (Mulcahy, 2007).

2.2.2 In dieser Studie verwendete Wirkstoffe und ihre Anwendung bei Vögeln

2.2.2.1 Ketamin

Als Vertreter der Phencyclidine induziert Ketamin eine sogenannte dissoziative Anästhesie, da es im zentralen Nervensystem (ZNS) zum einen eine Stimulation des Retikulum-aktivierenden Systems, zum anderen eine Dämpfung des thalamokortikalen Systems bewirkt (Erhardt et al., 2011). Ketamin vermittelt seine Wirkungen über N-Methyl-Diaspartat (NMDA) und nicht-NMDA Glutamatrezeptoren, nikotinerge und muskarinerge Acetylcholinrezeptoren sowie monoaminerge und Opioidrezeptoren. Der Hauptanteil der analgetischen, amnestischen, psychomimetischen und neuroprotektiven Wirkungen wird vermutlich über den NMDA-Rezeptor-Antagonismus vermittelt (Grimm und Lamont, 2007; Machin, 2005). Es kommt zur Katalepsie mit erhaltenen oder gesteigerten Schutzreflexen. Kreislauf- und Atemzentrum werden angeregt, die zerebrale Perfusion gesteigert. Es führt weiterhin zu einer Reduktion der Schmerzempfindung sowie zu Sedation bis Hypnose. Ketamin steigert den intrakraniellen Druck und kann insbesondere bei prädisponierten Patienten aufgrund der zentralnervösen Stimulation das Auftreten von Anfällen bewirken. Weiterhin ist ein positiv inotroper Effekt und Steigerung von Pulsfrequenz und Blutdruck zu beobachten (Erhardt et al., 2011). Die atemdepressive Wirkung von Ketamin ist normalerweise minimal und von kurzer Dauer (Grimm und Lamont, 2007). Es erzeugt aber ein typisches apnoisches Atemmuster mit postinspiratorischem Plateau (Erhardt et al., 2011).

Bei Vögeln wird von einer Monoanästhesie mit Ketamin aufgrund schlechter Muskelrelaxation, der Gefahr ausgeprägter Exzitationen sowie rauer Erholungsphasen zumeist abgeraten (Hawkins et al., 2014). Hohe und in zu kurzer Zeit verabreichte Dosen können zu Apnoe und Herzstillstand führen (Edling, 2005b). Die intramuskuläre (i. m.) Gabe von Ketamin führt innerhalb von 5 – 10 min zu einer etwa 5 – 20 min anhaltenden Immobilisierung, gefolgt von einer Erholungsphase variabler Länge. Allerdings variieren die angegebenen Zeiten je nach KM, Dosis, KT und Gesundheitszustand (Paul-Murphy und Fialkowski, 2001). Kombinationen von Ketamin mit α_2 -adrenergen Agonisten oder Benzodiazepinen finden Anwendung für diagnostische Prozeduren oder zur Einleitung einer Allgemeinanästhesie (Hawkins et al., 2014; Molero et al., 2007). In einer Studie an Haustauben wurde die Anästhesie mit Ketamin und Medetomidin gegenüber derjenigen mit Ketamin und Diazepam als

überlegen bezeichnet, unter anderem aufgrund der schnelleren Erholungsphase nach Injektion von Atipamezol und besserer Analgesie (Lumeij und Deenik, 2003).

Da Ketamin in der Leber metabolisiert und über die Nieren ausgeschieden wird, ist eine Flüssigkeitstherapie bei jedem dehydrierten Vogel und solchen mit Leber- oder Nierenerkrankungen angezeigt (Coles, 2007a).

2.2.2.2 Medetomidin

Medetomidin gehört gemeinsam mit weiteren Substanzen wie Xylazin, Romifidin und Detomidin zu den sedativ-hypnotischen Analgetika oder α_2 -adrenergen Agonisten (Grimm und Lamont, 2007). Seit einiger Zeit kommt auch der potentere Wirkstoff Dexmedetomidin vermehrt zur Anwendung (Machin, 2005). Rezeptoren der α -adrenergen Agonisten lassen sich in α_1 - und α_2 -Rezeptoren unterteilen. Erstere finden sich postsynaptisch in der glatten Muskulatur der Arteriolen und Venen sowie im Myokard, wo sie ihre spezifischen Wirkungen vermitteln – Blutdruckanstieg durch Vasokonstriktion und Steigerung der myokardialen Kontraktilität (Erhardt et al., 2011). Eine weitere Unterscheidung in mehrere Subrezeptortypen liegt vor, denen jeweils spezifische Wirkungen zugeschrieben werden (Ebert et al., 2002; Sinclair, 2003). α_{2A} -Rezeptoren vermitteln Sedation, Analgesie, Hypotension und Bradykardie, während α_{2B} -Rezeptoren für die Erhöhung des peripheren Gefäßwiderstandes mit erhöhtem Blutdruck sowie Reflexbradykardie verantwortlich sind. Der Wirkung der α_{2C} -Rezeptoren wird die mit der Gabe von α -adrenergen Agonisten verbundene Hypothermie zugeschrieben. Es sind jedoch keine für einzelne Subrezeptortypen spezifischen Agonisten im Einsatz (Harrison et al., 1998). Die sedative Wirkung wird durch rezeptorvermittelte Blockierung der Ausschüttung von Norepinephrin bewirkt. Bei durch Stress- und Angstzustände oder Schmerzen erhöhtem Katecholaminspiegel kann es zu einer verminderten Wirkung α_2 -adrenerger Agonisten kommen (Sinclair, 2003). Die in der Tiermedizin verwendeten α_2 -adrenergen Agonisten werden als Sedativa mit tierartspezifisch unterschiedlich stark ausgeprägter analgetischer Wirkung eingesetzt und weisen eine tierartlich unterschiedlich hohe Rezeptorspezifität auf. Unspezifischer wirksame α_2 -adrenerge Agonisten wie Xylazin vermitteln in höherer Dosierung über α_1 -Rezeptoren unerwünschte Wirkungen wie Ruhelosigkeit und Aufregung (Sinclair, 2003). Hohe Dosen von Xylazin allein können bei verschiedenen Vogelarten Atemdepression, Exzitationen und Krämpfe hervorrufen

(Edling, 2005b). α_2 -Rezeptoren kommen prä- und postsynaptisch im Nervengewebe und verschiedenen anderen Organen sowie extrasynaptisch in Gefäßendothel und Thrombozyten vor (Janecka et al., 2004). Bei Medetomidin handelt es sich um einen hochselektiven α_2 -adrenergen Agonisten (Erhardt et al., 2011; Sinclair, 2003). Es kann beim Vogel neben Sedation zu Atemdepression, kardialer Bradyarrhythmie, atrioventrikulärem (AV) Block 2. Grades und erhöhter Sensitivität gegenüber katecholamininduzierten Arrhythmien führen (Hawkins et al., 2014). Weitere Nachteile bestehen in der Gefahr von Hypertension nach Injektion intravenöser (i. v.) Boli, dosisabhängiger Hypothermie und erhöhtem postoperativem Flüssigkeitsbedarf (Machin, 2005). Medetomidin führt beim Säuger zu dosisabhängiger vorübergehender Verminderung des spezifischen Harngewichts und Steigerung der Urinproduktion (Wittert et al., 1996). Ein Vorteil des Einsatzes von α_2 -adrenergen Agonisten ist die Antagonisierbarkeit durch Atipamezol oder Yohimbin. Von einer Mononarkose wird jedoch abgeraten (Lierz und Korbel, 2012). So konnte bei Tauben (*Columba livia*) und Gelbscheitelamazonen (*Amazona ochrocephala*) trotz hoher Dosen von Medetomidin (bis 2 mg/kg KM i. m.) nur eine geringe Sedation ohne Verlust des Umkehrreflexes erzielt werden, und es kam zu Bradykardie und Atemdepression. Die Injektion von 5 mg/kg KM sowie 2,5 mg/kg KM Atipamezol führte zur raschen Aufhebung der Wirkungen (Sandmeier, 2000). Bei der für eine tiefe Sedation oder Allgemein-anästhesie notwendigen Kombination mit weiteren, nicht-reversiblen Wirkstoffen kann die Antagonisierbarkeit jedoch eine untergeordnete Rolle spielen (Hawkins et al., 2014). Durch Kombination α_2 -adrenerger Agonisten mit Ketamin kann beim Vogelpatienten eine ausreichende Muskelrelaxation und sanftere Aufwachphase erzielt werden (Lierz und Korbel, 2012). Beispielsweise empfiehlt Coles (2007a) für Wassergeflügel, insbesondere Schwäne, eine Ketamin-Medetomidin-Anästhesie. Die Kombination von Medetomidin, Ketamin und Butorphanol führte bei Haustauben zu tiefer Sedation, jedoch auch zu signifikanter Bradypnoe, Bradykardie und Hypothermie. Dennoch sprechen die Autoren von einer zuverlässigen Anästhesie mit guter Analgesie und Muskelrelaxation. Lediglich die verlängerte Erholungsphase wird als Nachteil bezeichnet, welcher sich durch die nur partielle Antagonisierbarkeit mit Atipamezol erklären lässt (Atalan et al., 2002). Bei Sakerfalken (*Falco cherrug*) wurde die Kombination von Medetomidin und Ketamin zur Einleitung einer Allgemein-anästhesie mit Isofluran verwendet. Es wurde angenommen, dass zum Zeitpunkt der Antagonisierung mit Atipamezol nach etwa 25 bis 30 min das Ketamin bereits

vollständig verstoffwechselt wurde, da die Erholungsphase zügig und ohne Exzitationen verlief (Molero et al., 2007).

2.2.2.3 Butorphanol

Butorphanol gehört zur Wirkstoffgruppe der Opioide. Bei diesen handelt es sich um im Extrakt des Schlafmohns (*Papaverum somniferum*), dem Opium, vorkommende natürliche Wirkstoffe sowie synthetisch hergestellte Derivate dieser Substanzen. So befinden sich unter den etwa 20 pharmakologisch aktiven Inhaltsstoffen des Opiums die Wirkstoffe Morphin und Codein. Zudem existiert eine Vielzahl halbsynthetischer und synthetischer Opioide, deren Verwendung als Analgetika weit verbreitet ist (Grimm und Lamont, 2007).

Die Opioide vermitteln ihre Wirkungen im Organismus durch die Bindung an eine Reihe spezifischer Rezeptoren endogener Opioidpeptide, der Enkephaline, Dynorphine, Endomorphine und des β -Endorphin (Grimm und Lamont, 2007). Die Effekte der Opioidrezeptorwirkung beeinflussen Schmerzverarbeitung, Reproduktion, Herzkreislaufsystem, gastrointestinale Funktionen, Immunsystem sowie das endokrine System (Wittert et al., 1996). Es werden μ -, δ - und κ -Opioidrezeptoren mit jeweiligen Subrezeptortypen unterschieden (Harrison et al., 1998). Diese finden sich vor allem im ZNS, kommen aber auch in diversen anderen Geweben vor (Wittert et al., 1996). Gemeinsam ist ihnen die antinozizeptive Wirkung. Den stärksten antinozizeptiven Effekt vermittelt der μ -Opioidrezeptor, gefolgt vom δ -Opioidrezeptor. μ -Opioidrezeptoren finden sich in ähnlichen Regionen wie α_2 -Rezeptoren (Dorsalhorn des Rückenmarks sowie Hirnstamm) und scheinen ähnliche Wirkungen zu vermitteln. (Sinclair, 2003). κ -Opioidrezeptoren vermitteln ihre antinozizeptiven Eigenschaften vor allem in peripheren Geweben (Janecka et al., 2004). Die analgetische Wirkung beruht auf der Verhinderung der Schmerzübertragung im Dorsalhorn, Verhinderung somatosensorischer Afferenzen auf Spinalhöhe sowie der Aktivierung absteigender hemmender Bahnen (Erhardt et al., 2011). Durch den hochspezifischen Opioidrezeptor-Antagonisten Naloxon werden die durch Opioide vermittelten Wirkungen blockiert oder aufgehoben (Ebert et al., 2002). Die antagonistischen Eigenschaften von Naloxon können dazu genutzt werden, die Opioidwirkungen eines Agonisten zu charakterisieren (Leslie, 1987; Parsons et al., 1989). Ein erst später identifizierter vierter Rezeptortyp, der Orphanin FQ Rezeptor, vermittelt keine typische

Opioidanalgesie, sondern hat pronozeptive Eigenschaften (Moran et al., 2000). Durch Bindung an zentrale und periphere Opioidrezeptoren kommt es nach Applikation von Opioiden zu einem relativ raschen Wirkungseintritt. Je nach Derivat ist die i. v., i. m., subkutane (s. c.), orale, transdermale und rektale Anwendung sowie die Applikation über Mucosalmhäute möglich und führt zu unterschiedlicher systemischer Absorption (Grimm und Lamont, 2007).

Obwohl primär zur Analgesie eingesetzt, haben die Opioide aufgrund der weiten Verbreitung von Opioidrezeptoren in den verschiedenen Geweben eine Reihe weiterer Auswirkungen auf das ZNS, die Atmung, das Herz-Kreislaufsystem, den Verdauungstrakt sowie das Urogenitalsystem (Grimm und Lamont, 2007).

Tierartlich unterschiedlich kann die Reaktion auf Opioidapplikation in ZNS-Depression oder aber in Exzitation bestehen (Carroll et al., 2001; Erhardt et al., 2011). Dies wird mit der unterschiedlichen Rezeptorverteilung und -dichte im Gehirn in Zusammenhang gebracht (Hellyer et al., 2003). Bei exotischen Tierarten ist die zentralnervöse Wirkung oftmals nicht hinreichend bekannt. Diese kann aufgrund individueller Faktoren wie Temperament, schmerzhaften Zuständen, Dosis, Applikationsroute, Zeitpunkt der Applikation sowie dem eingesetzten Wirkstoff variieren (Grimm und Lamont, 2007). Durch Sensibilisierung des Thermoregulationszentrums besteht vor allem Hypothermie neigung, bei Katzen kann es jedoch auch zur Hyperthermie kommen (Erhardt et al., 2011). Ebenfalls spezie-sabhängig ist die Intensität der Stimulation des Brechzentrums. Opioide haben zudem antitussive Wirkung, insbesondere Codein, Hydrocodon und Butorphanol (Grimm und Lamont, 2007). Unter Verwendung klinisch relevanter analgetischer Dosierungen weisen Opioide nur minimale Effekte auf kardiale Auswurfleistung und Rhythmus sowie arteriellen Blutdruck auf und eignen sich somit oftmals für Patienten mit kardiovaskulären Erkrankungen. Durch vagale Stimulation kann es zu Bradykardie kommen. Verschiedene Opioide führen zu Histaminausschüttung mit nachfolgender Vasodilatation und Hypotension (Lamont und Mathews, 2007). Die Auswirkungen auf die Respiration bestehen in wirkstoff- und dosisabhängiger Atemdepression, auch ohne eine klinisch erkennbare zentralnervöse Dämpfung oder Analgesie. Zudem wird die Reizschwelle für den arteriellen CO₂-Gehalt erhöht. Im Bereich des Gastrointestinaltraktes kommt es zu einer gesteigerten Darmmotilität. Längere Opioidanwendung kann diese jedoch herabsetzen und so zu Obstipation führen. Einige Opioide provozieren die Freisetzung von Vasopressin (Erhardt et al., 2011).

Bei dem synthetischen Opioid Butorphanol handelt es sich um einen Opioid-Agonist-Antagonisten (Carroll et al., 2001). Es entfaltet seinen analgetischen Effekt durch agonistische Wirkung an κ -Opioidrezeptoren und wirkt als relativ schwacher μ -Opioidrezeptor-Antagonist (Machin, 2005). Es wurde ursprünglich als Antitussivum eingesetzt (Grimm und Lamont, 2007). Die Affinität zu Opioidrezeptoren beträgt etwa das 5-fache des Morphins, die verhältnismäßig kurze analgetische Wirkdauer hält 1 – 4 Stunden (h) an. Es ist nur gering sedativ wirksam (Erhardt et al., 2011). Die Stärke der erzielten Analgesie variiert mit der Spezies, Art und Intensität des Schmerzzustandes, Dosierung und Applikationsroute (Grimm und Lamont, 2007). Butorphanol bewirkt eine Reduktion von Herzfrequenz, Herzzeitvolumen, systemischem Blutdruck und kann zu Atemdepression führen. Durch Induktion der Ausschüttung von Vasopressin kann es in höheren Dosierungen eine Reduktion des Urinflusses herbeiführen. Es kann i. v. und i. m. appliziert werden und wird in der Leber zu nicht analgetisch wirksamen Metaboliten metabolisiert. Die Ausscheidung erfolgt zu 70% über die Nieren und zu 30% über die Galle (Erhardt et al., 2011).

Tauben weisen eine höhere Anzahl κ - und δ - als μ -Opioidrezeptoren im Vorderhirn auf, davon sind 76% κ -Rezeptoren (Mansour et al., 1988). Darum wird davon ausgegangen, dass Butorphanol beim Vogel eine bessere Analgesie bewirkt als Opioide mit Wirkung an μ -Rezeptoren und für diesen Zweck das Mittel der Wahl darstellt (Doneley, 2015). Jedoch existiert eine speziesabhängig variabel ausgeprägte analgetische Wirkung, die möglicherweise durch unterschiedliche Rezeptorverteilungen zu erklären ist (Machin, 2005). Durch Prämedikation mit Butorphanol wird bei verschiedenen Psittaziden die minimale alveoläre Konzentration für Isofluran gesenkt (Curro et al., 1994). In Verbindung mit Medetomidin kann es ein sinnvolles Protokoll für eine Kurzzeitanästhesie bei Greifvögeln darstellen (Redig et al., 2014). Bei Blaukronenamazonen (*Amazona ventralis*) wurde Butorphanol zur präoperativen Analgesie eingesetzt und hatte keine signifikanten anästhetischen oder kardiopulmonalen Wirkungen (Klaphake et al., 2006). Butorphanol wies bei Blaukronenamazonen eine gute Bioverfügbarkeit nach i. m., jedoch nicht nach oraler Gabe auf (Guzman et al., 2011). Die orale Gabe wird allgemein nicht empfohlen (Hawkins et al., 2014). Typische Dosierungen bei Vögeln reichen von 0,5 – 2,0 mg/kg KM und scheinen eine deutliche Speziesabhängigkeit aufzuweisen (Doneley, 2015; Hawkins et al., 2014). Bei Greifvögeln erwies sich bereits die präanästhetische Dosis von 0,3 mg/kg KM als effektiv (Redig et al., 2014). Bei Pferden kann durch

Prämedikation mit Butorphanol die Dosis von Detomidin gesenkt werden, bei gleichzeitig tendenziell tieferer Sedation (Hopster et al., 2008). Als mögliche Ursache wird eine Verminderung der erhöhten Sensitivität gegenüber taktilen und akustischen Reizen vermutet, welche durch α_2 -adrenerge Agonisten hervorgerufen werden kann.

2.2.2.4 Atipamezol

Mit dem α_2 -Adrenozeptor-Antagonisten Atipamezol steht ein hochpotenter und selektiver Gegenspieler des Medetomidins zur Verfügung, durch den α_2 -rezeptorvermittelte Wirkungen wie Hypo- oder Hypertonie, Bradykardie, Bradypnoe, Hypothermie sowie hyperglykämische Effekte antagonisiert werden (Erhardt et al., 2011). Die Gabe von Atipamezol in 5-facher Medetomidindosis wie bei Säugetieren hat sich auch bei Vögeln bewährt (Machin und Caulkett, 1998). Bei Tauben und Gelbscheitelamazonen bewirkte Atipamezol jedoch bereits in 2,5-facher Dosis eine Aufhebung der Medetomidin-vermittelten Wirkungen wie Sedation, Bradykardie und Atemdepression. Jedoch wiesen die genannten Vögel trotz hoher Medetomidindosis von bis zu 2 mg/kg KM nur eine leichte Sedation auf (Sandmeier, 2000).

2.2.3 Weitere bei Vögeln verwendete Wirkstoffe

Methode der Wahl beim Vogelpatienten stellt derzeit die Inhalationsanästhesie dar. Hierzu werden normalerweise halboffene Systeme verwendet, die Narkoseeinleitung kann dabei über Ganzkörperkammern oder Masken stattfinden. Letztere können in Form von Nasenkammern, bei denen sich nur der Schnabel in der Maske befindet, oder Kopfkammern verwendet werden (Korbel, 2004). Im Anschluss an die Induktion kann eine endotracheale Intubation erfolgen, die insbesondere bei längerer Narkosedauer und Eingriffen im Kopfbereich von Vorteil ist. Zudem ist somit eine kontrollierte Beatmung des Patienten möglich, falls die Spontanatmung nicht erwünscht ist oder erlischt. Eine Sonderform der Inhalationsanästhesie stellt die Luftsackperfusionsanästhesie dar (Gunkel und Lafortune, 2005). Als Anästhetika für die Inhalationsanästhesie kommen Isofluran und Sevofluran mit Sauerstoff als Trägergas zum Einsatz. Sevofluran zeichnet sich gegenüber Isofluran durch kürzere Einleitungs- und Aufwachphasen aus (Hawkins et al., 2014).

Benzodiazepine, insbesondere Diazepam oder Midazolam, bieten bei Kombination mit Ketamin den Vorteil einer besseren Muskelrelaxation und eines zusätzlichen sedativen Effektes. Zudem wird die antikonvulsive Wirkung der Benzodiazepine genutzt. Ein weiterer Vorteil ist ihre geringe Wirkung auf das Herzkreislaufsystem. Als alleinige Wirkstoffe sind sie für eine Anästhesie nicht ausreichend und bewirken keine Analgesie (Lierz und Korbel, 2012). Benzodiazepine kommen auch als Prämedikation vor Inhalationsnarkosen zum Einsatz, wobei ihre anxiolytische und sedative Wirkung ausgenutzt wird. Midazolam, das eine potentere Wirkung aufweist als Diazepam, wurde bei verschiedenen Vogelarten zur Sedation für kleinere, nicht schmerzhaft Eingriffe oder zur Narkoseeinleitung angewendet (Ludders und Matthews, 2007).

Die Kombination von Tiletamin mit Zolazepam⁴, also eines Phencyclidinderivats ähnlich dem Ketamin und einem Benzodiazepin hat den Vorteil, dass im Regelfall kleinere Injektionsvolumina verwendet werden können. Neben variabler Qualität der Anästhesie bei verschiedenen Spezies besteht der hauptsächliche Nachteil aber in einer kurzen Narkosedauer, auf welche eine protrahierte und teilweise schwierige Erholungsphase folgt (Paul-Murphy und Fialkowski, 2001). Wegen möglicher Konvulsionen und weiterer Nachteile, ähnlich der Verwendung von Ketamin, sollte es nur als Sedativum eingesetzt werden (Korbel, 2007).

Propofol wurde bei diversen Spezies zur Einleitung oder Aufrechterhaltung einer Allgemeinanästhesie eingesetzt (Ludders und Matthews, 2007; Mulcahy, 2007; Müller et al., 2011). Der Wirkungseintritt nach i. v. Injektion ist sehr schnell, es muss aber mit Apnoe und Hypoxie gerechnet werden, so dass die Möglichkeit der Beatmung gegeben sein sollte. Zudem wurden bei verschiedenen Vogelarten kardiale Effekte wie Extrasystolen, ventrikuläre Tachykardie sowie AV-Block 1. und 2. Grades festgestellt (Müller et al., 2011). Da die Wirkdauer von Propofol sehr kurz ist, empfiehlt sich das Anbringen eines Venenkatheters, um ein Nachdosieren zu ermöglichen (Lierz und Korbel, 2012; Paul-Murphy und Fialkowski, 2001).

Alfaxalon ist ein neuroaktives Steroidmolekül mit anästhetischen und muskelrelaxierenden Wirkungen (Pankow, 2008). Es war früher in Kombination mit Alphadolon und dem Lösungsvermittler Cremophor als Saffan® im Handel, wurde jedoch in dieser Form vom Markt genommen und ist heutzutage als Alfaxan® ohne Alphadolon erhältlich. Von i. m., i. v. und sogar intraperitonealer Applikation wird

⁴ Zoletil®, Virbac.

berichtet. Die i. v. Gabe zeichnet sich durch eine schnelle Induktion und eine etwa 10-minütige Anästhesie mit guter Muskelrelaxation aus. Nach der Injektion kann es zu Blutdruckabfall sowie Atemdepression und Phasen der Apnoe kommen. Zudem wird vor einem erhöhten Risiko des Herzversagens bei Patienten mit kardialen Vorschädigungen gewarnt, da von schwerwiegenden kardialen Effekten bei Rotschwanzbussarden (*Buteo jamaicensis*) und Wassergeflügel berichtet wurde (Coles, 2007a). Im Gegensatz dazu spricht Korbel (2004) von einer guten Kurzzeitanästhesie mit guten Kreislaufverhältnissen, die für kleine chirurgische Eingriffe geeignet ist.

Den meisten genannten Möglichkeiten gemein ist die nur partielle oder fehlende Antagonisierbarkeit. Eine vollständig antagonisierbare Injektionsanästhesie wird durch Verwendung von Medetomidin, Midazolam und Fentanyl ermöglicht (Korbel, 2007). Hierbei stehen Atipamezol, Sarmazenil bzw. Flumazenil und Naloxon als Antagonisten zur Verfügung (Erhardt et al., 2011). Für chirurgische Eingriffe ist diese Methode allerdings nicht immer zufriedenstellend (Korbel, 2007).

Vögel weisen physiologische, biochemische, anatomische und ethologische Mechanismen auf, die bei Säugetieren im Zusammenhang mit der Nozizeption und Schmerzvermeidung gefunden werden (Cheng, 2006; Gentle, 1992). Daher sollten die für Säugetiere geltenden Grundsätze auch für Vögel Anwendung finden (Gentle, 1992; Hawkins, 2006; Hawkins et al., 2014). Möglichkeiten der Analgesie beim Vogelpatienten umfassen im Wesentlichen den Einsatz von Opioiden wie Butorphanol und Tramadol, nicht-steroidalen Antiphlogistika wie Meloxicam, Carprofen oder Flunixin-Meglumin sowie Lokalanästhetika (Hawkins, 2006; Hawkins et al., 2014; Machin, 2005). Multimodale Analgesieprotokolle, beispielsweise durch Verwendung von Opioiden in Kombination mit nicht-steroidalen Antiphlogistika, können aufgrund synergistischer Wirkung effektiver sein und durch reduzierte Einzeldosen geringere toxische Nebenwirkungen aufweisen (Hawkins et al., 2014).

2.2.4 Anästhesie von Pinguinen und nah verwandten Arten

Über die Anästhesie von Pinguinen finden sich nur wenige Studien in der Literatur. So bewirkte eine Dosis von 5 mg/kg KM Ketamin mittels Injektionsstab in die Brustmuskulatur appliziert bei freilebenden Humboldtpinguinen einen sedativen Effekt mit herabgesetztem Fluchtverhalten, jedoch keine Anästhesie. Dies entsprach laut

Autoren dem gewünschten Effekt. Die Sedation trat innerhalb von 5 – 10 min ein und reichte für die äußerliche Anbringung von Datenloggern aus. Nach 40 – 45 min war die sedative Wirkung vollständig aufgehoben. Wurden höhere Dosierungen verwendet, zeigten die Tiere Salivation, Rigidität der Muskulatur sowie eingeschränktes Gleichgewicht. Ein Tier verlor bei einer Dosis von 7,5 mg/kg KM das Bewusstsein. Die Zeit bis zur vollständigen Erholung war in diesen Fällen ebenfalls verlängert und betrug 50 – 60 min. Dosierungen unter 5 mg/kg KM bewirkten keine Sedation oder hatten starkes Abwehrverhalten der Tiere bei Manipulation zur Folge (Luna-Jorquera et al., 1996).

Eine weitere Studie untersuchte die Wirkung der Kombination von Tiletamin und Zolazepam (Zoletil®) in einer Dosierung von 5 mg/kg KM nach Applikation in die Beinmuskulatur bei freilebenden Königspinguinen (*Aptenodytes patagonicus*). Hierfür wurden brütende und nicht brütende adulte Vögel sowie Jungvögel während natürlicher Fastenperioden ausgesucht und ausgewählte physiologische Parameter sowie Reflexe bei sternaler und dorsaler Lagerung nach Injektion der Anästhetika gemessen. Die Studie kommt zu dem Ergebnis, dass es sich um eine sichere Anästhesie mit guter Analgesie bei dieser Spezies handelt, die auch für chirurgische Eingriffe geeignet sein könnte. Die Einleitungsphase betrug 4 – 5 min und die Narkosedauer etwa 60 min. Eine transiente Phase der Apnoe wurde bei etwa einem Drittel der Vögel beobachtet, eine Intubation oder Beatmung war jedoch in keinem Fall notwendig. 80% der adulten Vögel und 8% der Jungvögel zeigten jedoch eine unzureichende Muskelrelaxation, der Großteil der Tiere gesteigerte Tränen- oder Speichelproduktion. Hyperthermie, Hyperventilation oder Bradykardie wurde bei keinem der Pinguine beobachtet. Die ventrale Lagerung der Tiere während der Narkose wird gegenüber der dorsalen empfohlen, da diese seltener zu Apnoe und trachealer Obstruktion durch Sekrete führte. Die dorsale Lagerung bewirkte jedoch eine längere Anästhesiedauer bei gleicher Dosierung der Anästhetika. Mehrere aufeinanderfolgende Anästhesien mit derselben Dosierung im Abstand von 24 h oder mehreren Tagen wurden von den Vögeln gut vertragen und waren einheitlich in Bezug auf Einleitungsphase und Narkosedauer (Thil und Groscolas, 2002).

Eine chirurgische Anästhesietiefe wurde durch i. v. Injektion von 25 mg/kg KM Pentobarbital-Natrium bei Eselspinguinen (*Pygoscelis papua*) und einem Zügelpinguin (*P. antarctica*) erreicht. Weitere Barbituratgaben wurden nach Wirkung i. v. verabreicht (Powell und Hempleman, 1985). Diese Vorgehensweise entspricht jedoch sicherlich

nicht mehr dem aktuellen Stand der Wissenschaft bzw. der guten veterinärmedizinischen Praxis, zudem wurde keine analgetisch wirksame Komponente verabreicht.

Bei einem Königspinguin (*A. patagonicus*) mit Anfallssymptomatik wurde im Rahmen einer magnetresonanztomographischen Untersuchung eine i. v. Anästhesie mit Propofol nach Prämedikation mit Diazepam und Medetomidin durchgeführt (Bigby et al., 2016). Sowohl die Einleitungsphase als auch die Erholungsphase verliefen komplikationslos und rasch. Dabei wurde Medetomidin in einer Dosis von 0,025 mg/kg KM und Diazepam mit 0,38 mg/kg KM i. m. verabreicht. Die resultierende Sedation ermöglichte die Anfertigung von Röntgenaufnahmen mit geringen zusätzlichen Fixierungsmaßnahmen sowie das Legen eines venösen Zugangs. Über diesen wurde eine Allgemeinanästhesie mit 3,7 mg/kg KM Propofol eingeleitet und über knapp 140 min mit 0,3 bis 0,1 mg/kg KM/min aufrechterhalten. Nach der Einleitung wurde der Pinguin intubiert und 4 – 6 Mal/min beatmet. Der initiale endexpiratorische Kohlenstoffdioxid-Partialdruck (etCO₂) betrug 70 mm Quecksilber (Hg). Die Beatmungsfrequenz wurde daraufhin so angepasst, dass ein etCO₂ von 46 – 53 mm Hg erreicht wurde. Die HF des Pinguins lag bei 82 – 105 Schlägen/min. Die Blutdruckmessung erfolgte oszillometrisch am Bein und ergab einen mittleren arteriellen Blutdruck von 68 – 142 mm Hg. Die so erhaltenen Werte wurden jedoch eher zur Erkennung von Trends verwendet, während die Autoren darauf hinweisen, dass die tatsächlichen Werte abweichen können. Eine geeignete Anbringungsmöglichkeit für den Sensor des Pulsoximeters konnte nicht gefunden werden. Die Autoren empfehlen das Anästhesieprotokoll für Patienten mit potentiellen intrakraniellen Läsionen, da es nicht zu einer Erhöhung des intrakraniellen Drucks führe.

Die Sedation von Zwergpinguinen (*Eudyptula minor*), Gelbaugenpinguinen (*Megadyptes antipodes*) und Dickschnabelpinguinen (*Eudyptes pachyrhynchus*) mit 1,5 mg/kg KM Midazolam i. m. findet bei Bodley und Schmitt (2014) Erwähnung. Der sedative Effekt war nach 5 – 10 min am stärksten ausgeprägt und wurde für nichtinvasive Prozeduren wie Röntgenaufnahmen genutzt. Die Wirkung hielt etwa 1 – 3 h an. Dieselbe Dosis Midazolam wurde auch als Prämedikation für eine sanftere Einleitung von Inhalationsnarkosen bei Zwergpinguinen verwendet. Die Gabe von Midazolam ist auch intranasal möglich, bei Bedarf kann die Wirkung mit Flumazenil antagonisiert werden (AZA Penguin TAG, 2014).

Inhalationsanästhesien diverser Pinguinarten finden im Zusammenhang mit Studien über physiologische Prozesse oder in klinischen Fallberichten Erwähnung. So wurde bei Kaiserpinguinen (*A. forsteri*) für das Anbringen eines Datenrecorders und subkutaner Elektroden eine Narkose mittels 3 – 4% Isofluran in 100% Sauerstoff als Trägergas über eine 2 Liter fassende zylindrische Kopfmaske im halbgeschlossenen System induziert. Die Narkose wurde daraufhin für etwa 30 min bei 1 – 2% Isofluran und erhaltener Spontanatmung des Patienten aufrechterhalten. Für längere und invasive Prozeduren wurden die Tiere nach der Induktion mittels eines 9 mm durchmessenden Endotrachealtubus intubiert und bei einer Isoflurankonzentration von 1% 15 – 20 Mal/min mit einem Gasvolumen von 15 ml/kg KM beatmet (Kooyman et al., 1992). Erwähnt wird auch der Einsatz von Sevofluran bei Kaiserpinguinen (Ponganis et al., 2001).

Im Rahmen von Studien zur Physiologie wurden Humboldtpinguine und Goldschopfpinguine (*Eudyptes chrysolophus*) mit Isofluran (Butler und Woakes, 1984; Green et al., 2004), Eselspinguine, Zwergpinguine und Adéliepinguine (*P. adeliae*) mit Halothan anästhesiert (Bevan et al., 2002; Boggs et al., 2001; Lenfant et al., 1969).

Für bildgebende Diagnostik sowie einen chirurgischen Eingriff an der Wirbelsäule wurde die Narkose eines Brillenpinguins mit Sevofluran respektive Isofluran über eine Kopfmaske induziert und der Vogel danach mit einem 5 mm durchmessenden Endotrachealtubus ohne Manschette intubiert. Vor dem chirurgischen Eingriff wurde eine Prämedikation in Form von 1 mg/kg KM Butorphanol i. m. vorgenommen (Bradford et al., 2008).

Die Inhalationsnarkose kann insbesondere bei Wasservögeln mit Bradykardie und Apnoe einhergehen (Bodley und Schmitt, 2014). Dies ist nicht, wie früher gedacht, einer sogenannten „dive response“, also kardiovaskulären Anpassungen an den Tauchvorgang zuzuschreiben, sondern zumindest bei verschiedenen Entenarten eine Folge der Reizung trigeminaler Rezeptoren im Bereich von Schnabel und Nasenlöchern (Ludders, 1998). Durch eine Prämedikation, beispielsweise mit Benzodiazepinen, kann dieser Effekt vermindert werden (Ludders und Matthews, 2007). Eine bei 0,5% beginnende, langsame Steigerung der Isoflurankonzentration wurde bei Zwergpinguinen zur Verringerung von Apnoe während der Maskeninduktion vorgenommen (Bodley und Schmitt, 2014). Aufgrund verlängerter Induktionszeiten durch Anhalten der Luft empfehlen Fowler und Fowler (2001) sogar, den Schnabel zu

öffnen, die Tiere zu intubieren und durch Kompression des Atembeutels die Inhalation des Anästhetikums zu forcieren. Dennoch nennen sie die Narkose mit Isofluran als sicherste und effektivste Methode. Längeres Flügelschlagen während der Narkose kann ein Ausdruck geringer Anästhetietiefe aufgrund zu flacher Atmung sein. Durch zusätzliche Beatmung mit einer Häufigkeit von 2 – 3 Mal/min kann dies vermieden werden (AZA Penguin TAG, 2014).

Für die endoskopische Geschlechtsbestimmung dreier Arten der mit den Pinguinen verwandten Albatrosse *Diomedea exulans*, *D. melanophris* und *D. chrysostoma*, wurde Ketamin in einer initialen Dosierung von 8 mg/kg KM i. m. für eine etwa 10 – 15 min dauernde Anästhesie verwendet. Diese ging mit einer ungenügenden Muskelrelaxation einher; das volle Bewusstsein erlangten die Vögel nach 1 – 1,5 h zurück. Vögel derselben Spezies wurden mit der Kombination aus Alphaxalon und Alphadolon⁵ i. v. appliziert anästhesiert. Eine Gesamtdosis von 3,6 mg/kg KM i. v. initial und Erhaltungsdosis von 2,5 mg/kg KM i. v. bewirkte eine exzellente Anästhesie und Muskelrelaxation sowie eine Erholung nach 20 – 40 min (Hector, 1984).

Bodley und Schmitt (2014) empfehlen, Pinguine nach Möglichkeit mindestens 8 h vor der Anästhesie fasten zu lassen, während die AZA Penguin Taxon Advisory Group (2014) eine Fastenzeit von 18 – 24 h für notwendig erachtet, um Regurgitieren und Aspiration von Mageninhalt zu vermeiden. Grundsätzlich neigen Pinguine aufgrund ihrer guten Isolationsschichten aus Fettgewebe und Federn eher zu Hyperthermie als zu Hypothermie (Bodley und Schmitt, 2014). Dennoch wurde auch bei Königspinguinen bei längerer Anästhesiedauer eine milde Hypothermie beobachtet (Thil und Groscolas, 2002). Zur Behandlung oder Prävention von Hyperthermie können Kühlpacks unter die Flügel und auf die Füße der Patienten gelegt werden (Bodley und Schmitt, 2014). Während der Aufwachphase können Flügelschlagen („Schwimmen“) sowie Kopf- und Beinbewegungen beobachtet werden. Ebenso wird nicht selten geringgradiges Regurgitieren von Mageninhalt beobachtet. Bodley und Schmitt (2014) empfehlen deshalb, Pinguine während des Aufwachens gut zu beobachten, den Oropharynx mit einem Tupfer von Flüssigkeit freizuhalten und die Tiere in aufrechter Position zu halten. Zugang zum Wasser sollte den Tieren erst nach vollständiger Erholung gewährt werden.

⁵ Saffan®, Glaxo, 9 mg/ml Alphaxalon und 3 mg/ml Alphadolon.

2.3 Monitoring und Beurteilung der Narkosetiefe

Ein umfangreiches Monitoring des anästhesierten Vogels ist von großer Bedeutung, um eine adäquate Narkosetiefe zu gewährleisten und im Falle von Komplikationen rasch intervenieren zu können (Edling, 2005a; Lierz und Korbel, 2012). Da die Narkosetiefe bei Vögeln anhand äußerlicher Anzeichen nur schwer einzuschätzen ist, können Informationen unterschiedlicher Überwachungsmethoden kombiniert werden (Lierz und Korbel, 2012; Sinn, 1994). Mulcahy (2007) empfiehlt hingegen, die Anästhesiedauer durch die Einrichtung eines aufwändigen apparativen Monitorings nicht unnötig zu verlängern. Zudem dürfe der Anästhesist keinem elektronischen oder mechanischen Überwachungssystem vertrauen.

2.3.1 Ventilation und arterielle Sauerstoffsättigung

Apnoe und Hypoventilation gehören zu den häufigsten Komplikationen bei der Anästhesie von Vögeln, daher sollten AF und Atemzugvolumen überwacht werden. Allerdings gibt es für Vögel keine Formel zur Berechnung des Atemzugvolumens (Edling, 2005a). Die Beurteilung von Atemzugtiefe und Atemtyp sollte kontinuierlich durch Beobachtung der Thoraxexkursionen erfolgen (Bodley und Schmitt, 2014). Die Beurteilung der Füllung des Beatmungsbeutels stellt hingegen eine unzuverlässige Methode dar, da Endotrachealtuben ohne Manschette nicht zwangsläufig dicht abschließen (Mulcahy, 2007). Nach Ludders und Matthews (2007) sollte bei Atempausen, die länger als 10 – 15 Sekunden andauern, die Narkosetiefe verringert und eine assistierte Beatmung mit einem Druck von maximal 20 – 25 cm Wassersäule durchgeführt werden. Mulcahy (2007) führt bei Wasser- und Seevögeln, bis auf sehr kurze Prozeduren, generell eine Intubation und Beatmung durch. Bei erhaltener Spontanatmung empfiehlt er mindestens 2 zusätzliche Atemhübe pro Minute per Beatmungsgerät oder manueller Kompression des Atembeutels. Bei erloschener Spontanatmung sollte die Frequenz je nach Größe des Vogels auf 8 – 15 Atemhübe pro Minute erhöht, bzw. entsprechend der $etCO_2$ oder relativen Sauerstoffsättigung angepasst werden.

Die Kapnographie kann wichtige Informationen über Ventilation und Säure-Basen-Haushalt liefern. Bei Messung im Hauptstrom kann das vergleichsweise kleine Atemzugvolumen vieler Vogelarten durch den Totraum des Sensors jedoch zu einer Verfälschung der Werte führen. Die Messung im Nebenstrom kann durch eine zu hohe

Aspirationsflussrate bei geringem Atemzugvolumen und hoher AF problematisch sein, da die untersuchte Gasprobe eine Mischung aus Ein- und Ausatemluft darstellt, was zu einem zu niedrigen Messwert führt. Eine Lösung können Kapnographen mit einer niedrigeren Flussrate darstellen. (Desmarchelier et al., 2007). Zu beachten ist, dass der endexpiratorische CO_2 -Partialdruck bei mit Isofluran anästhesierten Graupapageien konsistent etwa 5 mm Hg höher als der arterielle lag (Edling et al., 2001). Aufgrund der fehlenden Korrelation zwischen etCO_2 und PaO_2 bei mit 100% O_2 beatmeten Vögeln empfiehlt Edling (2001) die Kombination aus Kapnographie und Pulsoximetrie zur Überwachung des Ventilationsstatus.

Die einzige, jedoch invasive Methode zur exakten Bestimmung des PaO_2 beim Vogel stellt die arterielle Blutgasanalyse dar (Edling, 2005a). Darüber hinaus liefert sie Informationen über den Säure-Basen-Haushalt sowie adäquaten Ventilationsstatus und kann zur Überprüfung der durch Kapnographie und Pulsoximetrie ermittelten Werte verwendet werden (Heard, 2007). Um einen Zugang für die Entnahme von Blutproben zu erhalten, muss unter Umständen jedoch zunächst eine geeignete Arterie freipräpariert werden (Edling et al., 2001; Hawkins und Pascoe, 2007). Aufgrund der hohen Stoffwechselaktivität aviärer Erythrozyten wird eine möglichst rasche Analyse der Blutproben empfohlen (Heard, 2007).

Als nichtinvasive Möglichkeit der Messung der peripheren Sauerstoffsättigung (SpO_2) steht die Pulsoximetrie zur Verfügung, bei der die unterschiedliche Absorption des durch 2 Lichtquellen ausgestrahlten Lichts spezifischer Wellenlängen (660 nm und 940 nm) durch zirkulierendes oxigeniertes und desoxigeniertes Blut von einem Photosensor gemessen wird. Angegeben wird die arterielle SpO_2 des Hämoglobins in Prozent (Yelderman und New, 1983). Pulsoximeter sind auf Säugetierhämoglobin ausgelegt, wodurch sich aufgrund photometrischer Unterschiede zu aviärem Hämoglobin Messungenauigkeiten ergeben. Bei hoher SpO_2 tendieren sie dazu, eine niedrigere als die tatsächliche Oxigenierung anzugeben, während sie bei niedriger SpO_2 höhere Werte als die tatsächlichen angeben. Allerdings können sie die Erkennung von Trends der Oxigenierung ermöglichen (Ludders und Matthews, 2007; Schmitt et al., 1998). Eine gute SpO_2 bedeutet nicht, dass der Patient einen guten Ventilationsstatus aufweist, da gleichzeitig eine Hyperkapnie vorliegen kann (Edling, 2005a). Trotz offensichtlicher Ungenauigkeiten wird die Pulsoximetrie als Teil des Monitorings empfohlen (Korbel, 2004; Lierz und Korbel, 2012; Mulcahy, 2007). Die Sonden können an Tibiotarsus, Propatagium, Zunge, Schnabel oder Zehen befestigt

werden (Mulcahy, 2007; Sinn, 1994). Auch Kloakal- oder Ösophagussonden können verwendet werden (Korbel, 2004; Mulcahy, 2007). Oftmals ist es jedoch schwierig, eine geeignete Stelle für die Anbringung des Sensors zu finden (Bigby et al., 2016; Mulcahy, 2007). Die SpO₂ sollte über 90% betragen, während Werte unter 80% als lebensbedrohlich anzusehen sind (Sinn, 1994).

2.3.2 Herzkreislaufsystem

Die Überwachung von Herz- und Pulsfrequenz sowie -rhythmus kann durch Palpation, Auskultation, Elektrokardiographie, Pulsoximetrie oder auch Doppler-Sonde erfolgen (Bodley und Schmitt, 2014; Edling, 2005a). Lierz & Korbel (2012) empfehlen hierfür eine 8-MHz-Sonde, die am Tibiotarsus oder Radius an der dort verlaufenden Arterie angesetzt wird. Färbung von Schnabelhaut, Schnabel und Kopf sowie Färbung und kapilläre Rückfüllzeit der Schleimhäute können zur Beurteilung der Kreislauffunktion herangezogen werden (Ludders und Matthews, 2007).

Die Blutdruckmessung kann direkt oder indirekt erfolgen, wobei die direkte Messung am exaktesten ist, sich aber für den klinischen Einsatz als nicht praktikabel erweist (Lichtenberger, 2005; Lierz und Korbel, 2012). Die Messung mittels Doppler-Sonde, Blutdruckmanschette und Sphygmomanometer stellt derzeit die gebräuchlichste Methode zur indirekten Blutdruckmessung beim Vogel dar (Lichtenberger, 2005). Einen wichtigen Einfluss bei dieser Messmethode hat die Breite der verwendeten Manschette in Relation zum Gliedmaßenumfang. Die gemessenen Werte entsprachen in einer Studie an Rotschwanzbussarden im Vergleich zur direkten Blutdruckmessung in etwa dem mittleren arteriellen Blutdruck (Zehnder et al., 2009). Ein systolischer Blutdruck von >90 mm Hg ist anzustreben (Lierz und Korbel, 2012).

Mittels Elektrokardiographie kann die elektrische Aktivität des Herzens überwacht werden, wobei die beim Säugetier üblichen Ableitungen aufgezeichnet werden. Für störungsfreie Ableitung eines Elektrokardiogramms (EKG) können Nadelelektroden verwendet werden, die im Bereich des Flügelansatzes sowie auf Höhe des Knies unter die Haut geschoben werden (Ludders und Matthews, 2007). Zudem kann die Ableitung auch über Ösophagussonden erfolgen (Edling, 2005a). Mit zunehmender Narkosetiefe wird die T-Welle niedriger und kann vollständig verschwinden, bei weiterer Vertiefung wird die R-Welle größer, während die S-Welle abnimmt (Sinn, 1994). Zudem können

verschiedene Anästhetika Herzrhythmus und -frequenz beeinflussen (Hawkins und Pascoe, 2007).

2.3.3 Körperinnentemperatur

Die Messung der KT kann mittels einer flexiblen ösophagealen Temperatursonde erfolgen, die bis auf Höhe des Herzens vorgeschoben wird (Edling, 2005a). Messwerte kloakaler Sonden können mit der Zeit stark variieren, was auf Bewegungen der Kloake mit Verlagerung des Messfühlers zurückzuführen ist (Ludders und Matthews, 2007). Es ist darauf zu achten, dass die Temperatursonde entsprechend tief eingeführt wird. Bei Zwergpinguinen entsprach die im Magen gemessene KT der kloakal gemessenen Temperatur, wenn der Messfühler 5 cm weit in die Kloake eingeführt war. Bei nur 3 cm weit eingeführtem Messfühler wurde eine niedrigere Temperatur gemessen, wobei die Differenz mit sinkender Umgebungstemperatur zunahm. Bei 18°C Lufttemperatur betrug die Differenz etwa 0,5°C (Stahel und Nicol, 1982).

2.3.4 Reflexaktivität, Analgesie, Muskeltonus

Die Überprüfung der Reflexaktivität stellt eine Möglichkeit der visuellen Einschätzung der Narkosetiefe dar (Lierz und Korbel, 2012). Allerdings können Reflexschemata für Säugetiere beim Vogel nur eingeschränkt Anwendung finden, da die Narkosestadien des GUEDEL-Narkoseschemas bei Vögeln nicht klar voneinander zu trennen sind (Korbel, 2004). Korbel (2004) empfiehlt daher ein Reflexschema mit Punktesystem, bei dem insgesamt 12 Körper- und Schmerzreflexe bewertet werden (Tab. 2). Erreichbar sind maximal 29 Punkte, was dem Wachzustand entspricht. Angestrebt werden für ein chirurgisches Toleranzstadium 3 – 4 Punkte, wobei jeweils 0 – 1 Punkt für Lidschluss und Pupillarreflex und 2 Punkte für einen verzögert, aber vollständig auslösbaren Kornealreflex erwünscht sind. Das unvollständige Vorziehen der *Membrana nictitans* bei Überprüfung des Kornealreflexes bezeichnet Korbel (2004) als eindeutiges Zeichen eines zu tiefen Narkosestadiums.

Nach Mulcahy (2007) sind die meisten Schemata zur Bestimmung der Narkosetiefe bei Vögeln jedoch zu kompliziert und darum insbesondere bei kürzeren Narkosen unpraktisch. Er empfiehlt daher das einfachere System von Curro (1998) (Tab. 3).

Nach Korbel (2004) wären die Stadien „Deep“ und auch „Medium“ dieses Systems jedoch als zu tiefe Anästhesie einzuordnen, da der Kornealreflex fehlen kann.

Tabelle 2: *Reflexschema mit Punktescore zur Bestimmung der Narkosetiefe bei Vögeln nach Korbel (2004).*

Reflexstatus	Auslösung und Bewertung von Reflexen
1. Lidschluss	
0=Lidspalte geschlossen 1=Lidspalte halb geöffnet 2=Lidspalte geöffnet	Beurteilt wird der Zustand der Lidspalte. Mit zunehmender Narkosetiefe wird von einem Schluss der Lidspalte ausgegangen.
2. Palpebralreflex	
0=Reflex erloschen 1=Auslösbar; mit Lidbewegung 2=Auslösbar; mit Kopfbewegung	Die Reflexauslösung erfolgt mit einem trockenen Wattetupfer durch Berühren des Lidrandes im medialen Augenwinkel.
3. Pupillenöffnung	
0=Mydriasis 1=Pupillenöffnung 50 – 75% 2=Miosis	Beurteilt wird die relative Öffnung der Pupille. Mit zunehmender Narkosetiefe wird eine größere Pupillenöffnung erwartet. Cave: ggf. reverse Effekte.
4. Pupillenreflex	
0=Reflex erloschen 1=Reflex verzögert 2=Reflex physiologisch	Beurteilt wird die Geschwindigkeit und das Ausmaß der Pupillenreaktion nach Beleuchten des Auges (Diaskleralkegel, Distanz 0,5 cm).
5. Kornealreflex	
0=Reflex erloschen 1=Verzögert auslösbar; langsames, unvollständiges Vorziehen der Nickhaut 2=Verzögert auslösbar, vollständiges Nickhautvorziehen 3=Reflex physiologisch	Die geschlossene Lidspalte wird geöffnet. Beurteilt wird die Reaktion der Nickhaut nach dezentraler (!) Touchierung der Hornhaut mit einem trockenen, sterilen Tupfer. Für die Gewichtung des Reflexes ist die Bewegungsgeschwindigkeit der Nickhaut und die Vollständigkeit des Reflexablaufes maßgeblich.
6. Kopflage	
0=Schlaff herabhängend 1=Leichtes Anheben 2=Deutliches Anheben	Beurteilt wird die Tiefensensibilität durch Lage des herabhängenden Kopfes ohne Einwirken eines speziellen Stimulus.

Tabelle 2 (Fortsetzung): *Reflexschema mit Punktescore zur Bestimmung der Narkosetiefe bei Vögeln nach Korbelt (2004).*

7. Nackentonus	
0=Nicht vorhanden 1=Vorhanden	Beurteilung der Tiefensensibilität anhand des Muskeltonus durch vorsichtiges Bewegen des Kopfes. Bei völliger Erschlaffung kein Widerstand.
8. Beintonus	
0=Nicht vorhanden 1=Geringer Tonus 2=Kontraktion 3=Kontraktion und Abwehrbewegung	Beurteilt wird die Tiefensensibilität anhand des Muskeltonus und von Reaktionen nach passiver Streckung der Gliedmaße (aktives Zurückziehen des Ständers), Maximalreaktion durch zusätzliche Abwehrbewegungen (Flügelschlagen) gekennzeichnet.
9. Pectoralisreflex	
0=Reflex erloschen 1=Geringe Flügelbewegungen 2=Anziehen einzelner Körperteile, Kopfbewegungen, Lidöffnung 3=Massive Abwehrbewegungen	Beurteilung von Reaktionen nach Kneifen der Haut zwischen den Ossa pubis mit reproduzierbarem Druck (spez. Kneifzange) von 0,9 Kilopascal/0,5 cm ² . Geringgradige Reaktionen: Flügelzittern, stärkere Reaktionen: uneinheitliche Bewegung verschiedener Körperteile, Maximalreaktion: Flügelschlagen, Kopf- und Beinbewegungen.
10. Propatagiumreflex	
0=Spannhautreflex erloschen 1=Geringe Flügelbewegungen 2=Anziehen von Extremitäten, Lidöffnung 3=Massive Abwehrbewegungen	Beurteilt werden Reaktionen nach Kneifen des Propatagiums. Beurteilungskriterien s.o.
11. Interphalangealreflex	
0=Reflex erloschen 1=Geringes Anziehen der Beine 2=Deutliches Anziehen der Beine, Lidöffnung 3=Massive Abwehrbewegungen	Beurteilt werden Reaktionen nach Kneifen der Zwischenzehenhaut. Beurteilungskriterien s.o.

Tabelle 2 (Fortsetzung): *Reflexschema mit Punktescore zur Bestimmung der Narkosetiefe bei Vögeln nach Korbel (2004).*

12. Kloakalreflex	
0=Reflex erloschen 1=Kontraktion des Sphinkters, langsames Anziehen der Beine 2=Anziehen einzelner Körperteile, Kopfbewegungen, ggf. Öffnung der Lider 3=Massive Abwehrbewegungen	Beurteilt werden Reaktionen nach Kneifen der perikloakalen Haut. Beurteilungskriterien s.o.

Tabelle 3: *Bestimmung der Anästhesietiefe beim Vogel nach Curro (1998).*

Induction	Muscle relaxation, lowered head, drooping eyelids, wings and legs can be extended without being withdrawn.
Light	No response to positional change; corneal, palpebral, and pedal withdrawal reflexes present; no volitional movement.
Medium	Respirations slow and deep; palpebral reflex absent; corneal and pedal reflexes sluggish or absent.
Deep	Respirations very slow and progressively shallow; reflexes absent.

2.3.5 Bispektraler Index

Der Bispektrale Index (BIS) ist ein dimensionsloser Wert zwischen 0 und 100, der auf statistischer Auswertung elektroenzephalographischer Daten des Menschen beruht und den Grad hypnotischer Zustände beschreibt. Beim Menschen werden Werte zwischen 40 – 60 mit einer optimalen Tiefe einer Allgemeinanästhesie assoziiert (Hatt und Martin-Jurado, 2012). In einigen Studien der letzten Jahre wurde der BIS im Zusammenhang mit der Anästhesie unterschiedlicher Tierarten untersucht (Beldao et al., 2010; Bleijenberg et al., 2011; Martín-Cancho et al., 2006; Yamashita et al., 2009). Beim Haushuhn und weiteren Vogelarten wurde der BIS zur Evaluation des Hypnosegrades mit vielversprechenden Ergebnissen angewendet (Martin-Jurado et al., 2011; Martin-Jurado et al., 2008).

3 Material und Methode

3.1 Patienten

Die Untersuchung wurde an 10 männlichen und 12 weiblichen Humboldtpinguinen im Alter von 1 bis 35 Jahren durchgeführt. Bis auf ein männliches Tier stammten alle Pinguine ursprünglich aus derselben Haltung, dem Luisenpark Mannheim. Bei einem dieser Tiere handelte es sich um einen Wildfang, während die übrigen 20 Pinguine dort geschlüpft sind. Fünf Tiere dieser Gruppe wurden im Alter von etwa 6 Monaten an Hagenbeck's Tierpark in Hamburg abgegeben und von dort zum Untersuchungsort transportiert. Die anderen 16 Pinguine befanden sich zum Zeitpunkt der Studie noch in der ursprünglichen Haltung. Ein weiterer männlicher Humboldtpinguin entstammt dem Tierpark und Fossilium Bochum.

Der Nachweis aviärer Mykobakteriose bei mehreren verstorbenen Pinguinen der erstgenannten Haltung machte eine Untersuchung der übrigen Vögel notwendig. Die hierfür angestrebte umfangreiche Diagnostik, einschließlich computertomographischer Untersuchung, erforderte eine adäquate Immobilisation. Der letztgenannte Pinguin wurde aufgrund intermittierender Lahmheit ebenfalls zwecks computertomographischer Untersuchung unter gleichen Bedingungen wie die übrigen Pinguine anästhesiert.

Alle Pinguine waren durch subkutane oder intramuskuläre Passivtransponder sowie farbige oder nummertragende Flügelringe individuell und eindeutig gekennzeichnet.

3.1.1 Haltung und Fütterung

Die Haltung der 9 männlichen und 7 weiblichen Tiere des Luisenparks Mannheim bestand aus einem Süßwasserbecken sowie einem Landteil mit Naturboden. Ein Innengehege für Absperrung und Quarantäne kranker Tiere oder von Neuzugängen war ebenfalls vorhanden. Gefüttert wurde 3-mal täglich mit tiefgefrorenem und vor der Fütterung aufgetautem Fisch, wobei im Wechsel Hering, Sprotte und Kapelin angeboten wurde. Supplementiert wurde die Fütterung mit 1 Tablette eines kommerziellen Mineralstoff- und Vitaminpräparates für fischfressende Zootiere⁶ sowie 1 Kochsalztablette⁷ pro Tier und Tag. Um deren Aufnahme sicherzustellen, wurden

⁶ Aquavits®, Zoovet Products, Keighley, United Kingdom.

⁷ CAELO Kochsalz 1000 mg Tabletten, Caesar & Loretz GmbH, Hilden, Deutschland.

vorpräparierte Futterfische einzeln an die Tiere verfüttert, während der restliche Fisch im Becken von den Pinguinen selber aufgenommen wurde. Auf eine Behandlung zur Prophylaxe von Plasmodieninfektionen („Malariaprophylaxe“) wurde aufgrund der geringen Inzidenz von Erkrankungen im Bestand verzichtet. Für die Brut standen den Tieren Brutboxen zur Verfügung. Die Pinguine waren mit Patagonischen Schopffenten (*Lophonetta specularioides*) vergesellschaftet.

Fünf weibliche Humboldtpinguine gehörten zu einer Gruppe von insgesamt 34 Tieren im Tierpark Hagenbeck in Hamburg. Die Haltung bestand aus einem ca. 4 Meter tiefen Salzwasserbecken sowie einem umfangreichen Landteil mit Grasbewuchs und angegliederten künstlichen Brutboxen, die durch Kunststoffröhren von den Tieren zu erreichen waren. Wasserbecken und Landteil waren durch die Besucher des Tierparks einsehbar. Die Pinguine wurden täglich jeweils mit etwa 600 g Heringen und Sprotten auf 2 Fütterungen verteilt gefüttert. Jedes Tier erhielt 1-mal täglich 1 Tablette eines kommerziellen Mineralstoff- und Vitaminpräparats für fischfressende Zootiere⁸. Die Pinguine waren mit 2 weiblichen Falkland-Dampfschiffenten (*Tachyeres brachypterus*) vergesellschaftet.

Ein männlicher Humboldtpinguin dieser Studie entstammte einer Pinguin Gruppe des Tierpark und Fossilium Bochum. Die Anlage der Tiere bestand aus einem 400 m² großen und 4,5 m tiefen Salzwasserbecken (Salzgehalt 33 g/l) sowie einem 20 m² großen Landteil mit Bruthöhlen und weiteren Landteilen mit insgesamt 120 m² Fläche. Gefüttert wurden die Tiere 2-mal täglich mit Hering, Sprotte und Lodde bei einer Tagesmenge von jeweils ca. 150 – 300 g pro Tier. Supplementiert wurde die Fütterung durch die Gabe von 1 Tablette eines kommerziellen Mineralstoff- und Vitaminpräparates für fischfressende Zootiere⁷ pro Tier und Tag. Eine „Malariaprophylaxe“ wurde in den Monaten Mai bis Oktober durch die Fütterung einer halben Tablette Daraprim^{®9} pro Tier 2-mal wöchentlich vorgenommen. Die insgesamt 7 männlichen und 6 weiblichen Pinguine des Bestands waren mit Seehunden (*Phoca vitulina*) vergesellschaftet.

⁸ Fish Eater Tablets, Mazuri Zoo Foods, Limburgerhof, Deutschland.

⁹ Daraprim[®], 25 mg Pyrimethamin pro Tablette, GlaxoSmithKline GmbH & Co. KG, München, Deutschland.

3.2 Arzneimittel

3.2.1 Dosierung der Anästhetika und Antagonisten

Alle Tiere der Studie wurden mit Ketamin¹⁰ (als Ketaminhydrochlorid), Medetomidin¹¹ (als Medetomidinhydrochlorid) und Butorphanol¹² (als Butorphanoltartrat) immobilisiert.

Die angestrebte Dosis betrug 5 mg/kg KM Ketamin, 0,05 mg/kg KM Medetomidin und 0,5 mg/kg KM Butorphanol. Aufgrund der unterschiedlichen Konzentration der Arzneimittel ergab sich das gleiche Injektionsvolumen für jeden der 3 Wirkstoffe. Nach dem Wiegen des Patienten wurde das Injektionsvolumen in Milliliter berechnet und aus Gründen der Dosierbarkeit auf 2 Dezimalstellen gerundet. So ergab sich beispielsweise aus einer KM von 3,42 kg ein errechnetes Injektionsvolumen von 0,171 ml pro Arzneimittel, welches auf 0,17 ml abgerundet wurde. Aus einer KM von 4,34 kg ergab sich ein errechnetes Injektionsvolumen von 0,217 ml pro Arzneimittel, welches auf 0,22 ml aufgerundet wurde. Die Arzneimittel wurden nach dem Aufziehen in 3 individuellen Spritzen in eine Mischspritze überführt und in einer Injektion gemeinsam appliziert.

Die Antagonisierung des α_2 -adrenergen Agonisten Medetomidin wurde mit Atipamezol¹³ (als Atipamezolhydrochlorid) durchgeführt. Die Dosierung wurde analog der Dosis für die Zieltierarten Hund und Katze gewählt und betrug die 5-fache Dosismenge Atipamezol gegenüber Medetomidin. Somit ergab sich für die Pinguine dieser Studie eine angestrebte Dosis von 0,25 mg/kg KM. Aufgrund der Konzentration von 5 mg/ml Atipamezol in Antisedan® entsprach das Injektionsvolumen dem verabreichten Volumen von Domitor®.

Auf die Antagonisierung von Butorphanol wurde verzichtet, da dessen eventuell postanästhetisch anhaltender analgetischer Effekt im Falle schmerzhafter Eingriffe oftmals erwünscht ist und zudem die sedative Wirkung nur gering ausgeprägt ist (Erhardt et al., 2011).

¹⁰ Ketamin 10%, 100 mg/ml, CP-Pharma Handelsgesellschaft mbH, Burgdorf, Deutschland.

¹¹ Domitor®, 1 mg/ml, Elanco Animal Health, Bad Homburg, Deutschland.

¹² Alvegesic® vet., 10 mg/ml, Alvetra GmbH, Neumünster, Deutschland.

¹³ Antisedan®, 5 mg/ml, Elanco Animal Health, Bad Homburg, Deutschland.

3.2.2 Für Narkosezwischenfälle bereitgehaltene Arzneimittel

Doxapram (10 mg/kg KM i. m./i. v.)¹⁴ wurde zur Stimulation des Atemzentrums für den Fall starker Atemdepression bereitgehalten und bei einem Tier eingesetzt. Atropin (0,05 – 0,1 mg/kg KM i. m./i. v.)¹⁵, Adrenalin (1:10000, 2 ml/kg KM i. v./intracardial (i. c.) und Dexamethason (0,5 – 2 mg/kg i. m.)¹⁶ wurden bereitgehalten, kamen aber nicht zum Einsatz.

3.3 Messung der Umgebungstemperatur und relativen Luftfeuchtigkeit

Zu Beginn jeder Immobilisation wurde die Raumtemperatur im Untersuchungsraum in Grad Celsius sowie die relative Luftfeuchtigkeit in Prozent mit einem Thermo-Hygrometer¹⁷ gemessen und notiert. Stichprobenartig wurde geprüft, ob die gemessenen Werte denen im angrenzenden Einschlaf- und Aufwachraum entsprachen.

3.4 Durchführung der Untersuchungen

3.4.1 Transport der Humboldtpinguine zum Untersuchungsort

Die Untersuchungen fanden an 4 Tagen statt und begannen jeweils zwischen 9 und 11 Uhr morgens. Die Tiere wurden etwa 18 – 20 h vor der Untersuchung letztmals gefüttert, jedoch stand Wasser ad libitum zur Verfügung. Die Pinguine wurden am frühen Morgen von ihren Haltungseinrichtungen zum Ort der Untersuchung transportiert, was im Falle von 21 Tieren eine Transportdauer von etwa 3 h und bei 1 Tier eine Transportdauer von etwa 30 min bedeutete. Die Pinguine wurden hierfür einzeln oder paarweise in Transportboxen aus Kunststoff für Kleintiere¹⁸ oder eigens konstruierten Transportkisten aus Holz auf der geschlossenen, klimatisierten Ladefläche eines Kleintransporters, ein Tier im Kofferraum eines klimatisierten PKWs transportiert. Die Einstellung der Klimaanlage betrug jeweils 18°C. Für den Transport

¹⁴ Doxapram-V®, Albrecht GmbH, Aulendorf, Deutschland.

¹⁵ Atropinsulfat B. Braun 0,5 mg/ml, B. Braun Melsungen AG, Melsungen, Deutschland.

¹⁶ Dexamethason 4 mg/ml, Bela-Pharm GmbH & Co. KG, Vechta, Deutschland.

¹⁷ Digitales Thermo-Hygrometer, TFA®, Wertheim, Deutschland.

¹⁸ Vari Kennel, Trixie Heimtierbedarf GmbH & Co. KG, Tarp, Deutschland.

wurden zudem die kühleren Morgenstunden gewählt, um die Vögel vor Hyperthermie zu schützen.

Nach der Ankunft wurden die Transportkisten mit den Tieren abgeladen, mit Tüchern teilweise abgedunkelt und bis zur Untersuchung in einen ruhigen, störungsfreien Raum gestellt. Etwa 30 min nach der Ankunft wurde mit der Anästhesie des ersten Pinguins des jeweiligen Untersuchungstages begonnen.

3.4.2 Klinische Beurteilung der Patienten

Jeder Pinguin wurde visuell und durch Palpation bezüglich Allgemeinbefinden, Erregungszustand und Ernährungszustand anhand für diese Studie festgelegter Skalen ausschließlich durch den Autor beurteilt.

Eine 4-stufige Skala zur Beurteilung des „body condition score“ von Legehennen anhand der Brustmuskulatur wurde von Gregory und Robins (1998) vorgeschlagen. Im Rahmen dieser Studie wurde eine 5-stufige Skala vorgezogen, um eine genauere Beurteilung zu ermöglichen. Dies empfiehlt auch Pollock (2012). Der Ernährungszustand wurde vornehmlich durch Palpation und Beurteilung der Brustmuskulatur beurteilt. Darüber hinaus wurden Tastbarkeit bzw. sichtbares Hervortreten von Knochenvorsprüngen wie der Beckenknochen mit in die Beurteilung einbezogen. Die Beurteilungsskala reichte von „sehr gut“ über „gut“, „mäßig“ und „schlecht“ bis „kachektisch“, was den Wertungen 1 – 5 entsprach. Mit „sehr gut“ wurde der Ernährungszustand bewertet, wenn die Brustmuskulatur mit darüber befindlichem subkutanem Fettgewebe sich deutlich über die *Carina sterni* hervorwölbte und die prominenten Knochenvorsprünge wenig oder gar nicht palpierbar waren. Ein als „kachektisch“ beurteiltes Tier gemäß dieser Einteilung hätte nur noch sehr wenig Brust- und oftmals auch Oberschenkelmuskulatur. Der Brustmuskel würde sich daher deutlich konkav darstellen und die *Carina sterni* sowie Knochenvorsprünge im Bereich von Becken und Wirbelsäule wären deutlich palpierbar. Dies entspricht auch den Erfahrungen des Autors bei stark abgemagerten Pinguinen. Es muss jedoch bedacht werden, dass der Ernährungszustand dieser Vogelart physiologischen jahreszeitlichen Schwankungen unterliegt.

Das Allgemeinbefinden des Patienten wurde anhand von Merkmalen wie Körperhaltung, Sensorium, Atemtyp und -geräuschen, Gefiederzustand, Klarheit und Öffnungsgrad der Augen und sichtbaren Verletzungen beurteilt und beschreibt einen

subjektiven klinischen Gesamteindruck des Vogels zum Zeitpunkt der Untersuchung. Dieser reichte von „gut“, was einer Wertung von 0 entsprach, über „geringgradig“ und „mittelgradig“ bis „hochgradig beeinträchtigt“, was den Wertungen 1 – 3 entsprach. Diese Einteilung wurde für die vorliegende Studie entworfen, um eine einheitliche Beurteilung zu gewährleisten. Eine Entsprechung in der Literatur konnte nicht gefunden werden.

Der Erregungszustand wurde anhand von Merkmalen wie Nervosität, Fluchtversuchen, Abwehrverhalten und Aggression beurteilt. Die Skala reichte von „ruhig“, was einer Wertung von 0 entsprach, über „geringgradig“ und „mittelgradig“ bis „hochgradig erregt“, was den Wertungen 1 – 3 entsprach. Auch diese Einteilung wurde zur Vergleichbarkeit der Ergebnisse für die vorliegende Studie entworfen.

Die Befunde der computertomographischen Untersuchungen wurden zum Zeitpunkt der Studie nicht zur Beurteilung des Ernährungszustandes herangezogen, könnten aber im Rahmen einer weiterführenden Auswertung für einen Vergleich zwischen Palpationsbefund und bildgebender Diagnostik verwendet werden.

3.4.3 Anästhesieverlauf

Alle Humboldtpinguine wurden unter gleichen Bedingungen, einzeln und nacheinander untersucht. Jeweils 1 Pinguin wurde der Transportkiste entnommen, in eine oben offene Kunststoffkiste gesetzt und die KM in Kilogramm mittels einer Plattformwaage für Kleintiere¹⁹ nach Tarierung auf 20 g genau gewogen. Die Identität des Tieres wurde durch Kontrolle der Flügelmarkierung und Ablesen des Passiv-transponders eindeutig festgestellt. Exzitationsgrad, klinischer Gesamteindruck und Ernährungszustand des Tieres wurden beurteilt. Hierauf wurden die Dosierungen der Anästhetika errechnet und diese zur Injektion vorbereitet.

Die Injektion fand mittels 22 G Kanüle²⁰ und einer 1 ml Feindosierungsspritze²¹ im kaudalen Bereich des kranialen Drittels des *Musculus pectoralis superficialis* parallel zur *Carina sterni* in einem Winkel von etwa 45° in kraniodorsaler Richtung statt, während das Tier in aufrechter Position von 1 oder 2 Helfern sicher fixiert wurde. Die Injektionstiefe betrug etwa 2,5 Zentimeter, um eine Injektion in subkutanes Fettgewebe

¹⁹ K-PZ Waagen, 2-11-3 Max 60kg, d=20g, Hamburg, Deutschland.

²⁰ Sterican®, B. Braun Melsungen AG, Melsungen, Deutschland.

²¹ Omnifix®-F, B. Braun Melsungen AG, Melsungen, Deutschland.

zu vermeiden. Daraufhin wurde das Tier unverzüglich in einen Kleintierkäfig in einem angrenzenden Raum verbracht, dessen Gitterfront mit einem Handtuch partiell abgehängt wurde, so dass noch ein ausreichender Teil des Käfigs einsehbar blieb. Es wurde auf die Vermeidung von Geräuschen und Unruhe jeglicher Art geachtet und sofort mit der Überwachung der Einleitungsphase der Narkose begonnen, wobei der Pinguin durch die Beobachtung möglichst wenig gestört werden sollte. Der immobilisierte Pinguin wurde nach Erreichen einer ausreichenden Anästhesietiefe aus dem Käfig herausgehoben und in sternaler Lage auf den Untersuchungstisch im Nebenraum gelegt. Zur Befeuchtung der Kornea wurde ein Augengel²² aufgetragen und daraufhin die Augen mit einem dunklen Tuch abgedeckt, wobei darauf geachtet wurde, dass die Nasenlöcher unbedeckt blieben. Die Atemluft wurde mittels locker über den Schnabel geführter Narkosemaske mit Gummilippe für Kleintiere mittlerer Größe mit 100% Sauerstoff bei einer Flussrate von 0,5 l/min angereichert. Anschließend wurde mit der klinischen und elektronischen Überwachung sowie Protokollierung des Narkoseverlaufs während der Untersuchungsphase begonnen.

Nach einer variablen Zeitspanne wurde eine computertomographische Untersuchung vorgenommen, für welche die Pinguine in einen benachbarten Raum getragen wurden. Zudem wurden von jedem Tier digitale Röntgenaufnahmen in laterolateraler und ventrodorsaler Lagerung angefertigt. Im Anschluss an die radiologische Untersuchung wurde das Tier wieder in den Untersuchungsraum verbracht und dort die Überwachung physiologischer Parameter und Reflexe bis zur partiellen Antagonisierung der Anästhesie fortgeführt. Unmittelbar vor der Injektion des Antagonisten erhielt jeder Pinguin zur unterstützenden Substitution von Aminosäuren, Vitaminen und Flüssigkeit eine Injektion von 24 ml einer angewärmten kommerziellen Infusionslösung²³ s. c. zwischen den Schulterblättern. Dieses Injektionsvolumen entspricht in etwa der Dosisempfehlung von 4 – 6 ml/kg KM für diverse Säugetierarten. Bei Exsikkose und Notfallbehandlung wird für Vögel eine deutlich höhere Dosis für Aminosäurelösungen von bis zu 20 ml/kg KM empfohlen (Korbel, 2008). Dies wurde in diesem Fall jedoch nicht für notwendig erachtet. Die partielle Antagonisierung der Anästhesie wurde durch tiefe i. m. Injektion des Antagonisten mit derselben Technik, die zur Narkoseeinleitung verwendet wurde, vorgenommen. Direkt nach Antagonisierung wurden die Pinguine zur Überwachung der Erholungsphase

²² Vidisic®, Bausch + Lomb GmbH, Berlin, Deutschland.

²³ Amynin®, Merial, Hallbergmoos, Deutschland.

wiederum in einen Kleintierkäfig im Nachbarraum verbracht und mit der Protokollierung der Erholungsphase begonnen. Am Anschluss wurden sie in Transportboxen umgesetzt, in denen sie bis zum Rücktransport verblieben. Klinischer Eindruck, Futteraufnahme und Verhalten der Pinguine am Folgetag wurden telefonisch bei den Tierhaltern erfragt. Diese wurden zudem gebeten, sich bei auffälligen Zuständen umgehend zu melden.

3.4.4 Blutbild und Blutchemie

Bei allen Tieren wurde zu Beginn der Toleranzphase venöses Blut aus einem dorsomedian, etwa 1 cm kranial der gelenkigen Verbindung zwischen Pygostyl und Synsakrum liegenden venösen Sinus entnommen (Abb. 4). Nach Lokalisierung des Gelenks wurde das Gefieder in diesem Bereich mit einem alkoholischen Hautdesinfektionsmittel²⁴ desinfiziert. Daraufhin wurde eine 20 G Kanüle²⁵ auf einer 5 oder 10 ml Spritze²⁶ in einem Winkel von 90° zur Hautoberfläche bis auf den Wirbel vorgeschoben und während des langsamen Zurückziehens der Kanüle vorsichtig aspiriert, bis Blut im Konus erschien. Daraufhin wurden je nach Blutfluss 5 – 10 ml Blut unter sanfter Aspiration entnommen und nach Entfernen der Kanüle von der Spritze vorsichtig in sterile Kalium-Ethylendiamintetraacetat- (EDTA) sowie Serumröhrchen²⁷ überführt. Das in Serumröhrchen gesammelte Blut wurde nach vollständiger Gerinnung bei 2000 Umdrehungen/min für 10 min zentrifugiert und das gewonnene Serum in Portionen von 1 ml in sterile Eppendorfgefäße umgefüllt. In Kalium-EDTA-Röhrchen gesammeltes Blut wurde mehrfach vorsichtig geschwenkt, um eine gleichmäßige Durchmischung mit dem Gerinnungshemmer zu erreichen und eine Hämolyse zu vermeiden. Serum und gerinnungsgehemmte Blutproben wurden bis zum Versand bei Kühlschranktemperatur gelagert. Beides wurde am selben Tag gekühlt per Kurier dem untersuchenden Labor²⁸ übermittelt und dort auf blutchemische und hämatologische Parameter untersucht.

²⁴ Kodan® Tinktur forte, Schülke, Norderstedt, Deutschland.

²⁵ Sterican®, B. Braun Melsungen AG, Melsungen, Deutschland.

²⁶ Omnifix®, B. Braun Melsungen AG, Melsungen, Deutschland.

²⁷ S-Monovette®, Sarstedt, AG & Co., Nümbrecht, Deutschland.

²⁸ IDEXX Vet Med Labor GmbH, Ludwigsburg, Deutschland.

3.4.5 Anästhesieüberwachung

Die Protokolle der Anästhesieüberwachung befinden sich im Anhang.

3.4.5.1 Einleitungsphase

Den Beginn der Einleitungsphase markierte die Injektion der Anästhetika. Während der Einleitungsphase wurden die AF sowie beobachtete Anästhesiewirkungen immer durch dieselbe Person protokolliert (Abb. 5). Die Überwachung erfolgte in dieser Phase kontinuierlich. Um die Tiere durch die permanente Anwesenheit des Untersuchers nicht in zusätzliche Aufregung zu versetzen, wurde die Überwachung visuell aus einer Distanz von ca. 2 Metern vorgenommen und sich nur bei besonderen Vorkommnissen dem Patienten genähert. Der Untersucher verhielt sich dabei so ruhig wie möglich. Die AF wurde nicht in festen Zeitintervallen bestimmt, sondern der Situation angepasst, wenn sich etwa deutliche Veränderungen des Zustandes des Tieres zeigten, oder sie für den Untersucher anhand von Thoraxexkursionen oder Kopfbewegungen gut erkennbar war. Eine Prüfung der Anästhesietiefe durch Berührung oder Hochheben wurde nach frühestens 5 min vorgenommen, falls der adspektorische Eindruck ein ausreichendes Stadium vermuten ließ. Ansonsten wurde weitere 5 min gewartet. Im Falle einer Nachdosierung der Anästhetika aufgrund ungenügender Wirkung der ersten Injektion wurde ebenfalls nach 5 min die erste erneute Prüfung der Narkosetiefe vorgenommen. Für ausreichend wurde die Anästhesietiefe befunden, wenn sich der Pinguin in Brust- oder Seitenlage befand, Kopf und Schnabel entspannt an der Käfigwand oder dem Käfigboden abgelegt wurden, eine gute Muskelrelaxation vorlag und Annäherung, Berührung und Hochheben durch den Untersucher keine oder nur minimale Reaktionen des Tieres zur Folge hatten. Das Umlagern des Pinguins auf den Untersuchungstisch im angrenzenden Raum fand jeweils direkt im Anschluss an den letzten Protokolleintrag der Einleitungsphase statt, so dass dieser Zeitpunkt als Ende der Einleitungsphase definiert wurde.

Abbildung 5: *Beobachtung und Protokollierung der Einleitungsphase (Foto: D. Widmer).*



3.4.5.2 Untersuchungsphase

Die Patienten wurden in sternaler Lage auf dem Untersuchungstisch positioniert. HF und Herzrhythmus wurden durch Elektrokardiographie²⁹, SpO₂ und KT mittels tragbarem Patientenüberwachungsmonitor³⁰ überwacht. Zudem wurden die AF sowie die 12 Reflexe des Reflexschemas zur Beurteilung der Narkosetiefe bei Vögeln nach Korbel (2004) gemessen und bei 15 Patienten auch die Intubationsfähigkeit geprüft. Nach der ersten Prüfung der Intubationsfähigkeit mit negativem Ergebnis wurde diese nicht weiter getestet, um die Schleimhaut von Glottis und Trachea zu schonen. Alle Messungen wurden nach Möglichkeit in 5-minütigen Intervallen bis zum Beginn der radiologischen Untersuchungen der Pinguine protokolliert. Abweichungen der Protokollierungsintervalle ergaben sich aus praktischen Gründen, beispielweise durch länger andauernde Blutentnahmeversuche oder weitere Untersuchungen. Während der radiologischen Untersuchungen wurden lediglich SpO₂ und HF mit einem tragbaren Pulsoximeter³¹ gemessen sowie die Atmung weiterhin überwacht. Das

²⁹ CardioFax® GEM Veterinary EKG Machine, Nihon Kohden Europe GmbH, Rosbach, Deutschland.

³⁰ Mindray MEC-1200 Vet, Mindray Medical Germany GmbH, Bensheim, Deutschland.

³¹ Nellcor® NPB-40, Covidien, Mansfield, USA.

zweite Pulsoximeter, welches deutlich kleiner ist, wurde wegen seiner größeren Flexibilität verwendet. Zudem sollte der Patientenmonitor im Untersuchungsraum verbleiben, damit dieser nicht jeweils erneut aufgestellt und verkabelt werden musste, was möglicherweise zu einer längeren Unterbrechung der Messungen geführt hätte. Die Messungen konnten in diesem Zeitraum aus Gründen des Strahlenschutzes jedoch nur sporadisch und nicht bei allen Tieren stattfinden. Im Anschluss wurden die Tiere wieder in den Untersuchungsraum verbracht, wo das Monitoring im oben genannten Umfang und Intervall wiederaufgenommen wurde. Das Ende der Untersuchungsphase wurde durch die partielle Antagonisierung der Narkose mittels Injektion von Atipamezol markiert.

Abbildung 6: *Untersuchungsraum (Foto: D. Widmer).*



3.4.5.3 Erholungsphase

Unmittelbar im Anschluss an die Injektion des Antagonisten wurden die Pinguine in einen ruhigen Aufwachraum in einen Kleintierkäfig gebracht und dort während der Erholungsphase stets durch dieselbe Person überwacht. Dabei wurden insbesondere die Zeitpunkte des Anhebens des Kopfes, der gezielten Reaktion auf Geräusche und

Bewegungen (Folgen der Bewegungen des Untersuchers mit dem Blick oder gegebenenfalls Flucht- oder Abwehrreaktionen), erste Aufstehversuche, sicheres Stehvermögen, erste Laufversuche sowie sicheres Laufen dokumentiert. Die Überwachung beinhaltete zudem die Überwachung der Atemtätigkeit anhand von Thorax- und Kopfbewegungen in 5-minütigen Intervallen über einen Zeitraum von 60 min nach Injektion des Antagonisten sowie die Protokollierung von Flügelbewegungen. Als Erholungsphase wurde der Zeitraum von der Injektion des Antagonisten bis zum Ende der Beobachtung definiert.

Diejenigen Pinguine, welche aufgrund von Ergebnissen bildgebender Verfahren euthanasiert werden sollten, wurden am Folgetag nochmals anästhesiert und in dieser zweiten Narkose eingeschläfert. Somit wurde bei allen Patienten eine Erholungsphase dokumentiert.

3.4.6 Messung von Vitalparametern und Anästhesietiefe

3.4.6.1 Atemfrequenz

Die AF wurde während Einleitungs-, Untersuchungs- und Erholungsphase visuell anhand der Thorax- oder Kopfbewegungen gezählt und als Atemzüge (AZ) pro Minute protokolliert.

3.4.6.2 Herzfrequenz und -rhythmus

HF und Herzrhythmus wurden neben der elektronischen Überwachung auch in unregelmäßigen Abständen mittels Stethoskop³² geprüft, welches axillar unter den Flügeln aufgelegt wurde.

3.4.6.3 Pulsoximetrie

Zur kontinuierlichen Messung der SpO₂ wurde der Sensor des Überwachungsmonitors, bzw. während der radiologischen Untersuchung der des tragbaren Pulsoximeters, an einer der Schwimmhäute zwischen den Zehen angebracht (Abb. 7). Diese wurden vor der Messung mit warmem Leitungswasser

³² 3M™ Littmann® Classic II S.E. Stethoscope, Burgundy, St. Paul, USA.

gereinigt. Da die Haut der Füße größtenteils pigmentiert ist, wurde versucht, Bereiche mit geringer Pigmentierung zu verwenden.

Abbildung 7: Platzierung des Pulsoximetersensors an der Schwimmhaut (Foto: D. Widmer).



3.4.6.4 Körperinnentemperatur

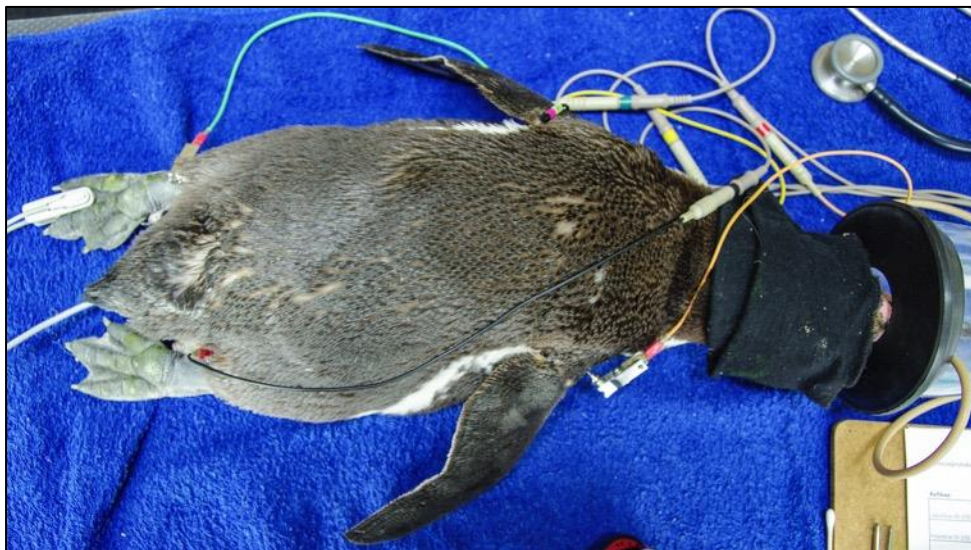
Die flexible Rektalsonde des Patientenüberwachungsmonitors wurde nach Anfeuchten mindestens 5 cm tief eingeführt und mit einem Klebestreifen fixiert, um ausreichend tiefen Sitz und kontinuierliche Messung der KT zu gewährleisten.

3.4.6.5 Elektrokardiogramm

Durch den Elektrokardiographen wurden unter Verwendung subkutaner EKG-Nadelelektroden die bipolaren Extremitätenableitungen I – III sowie die HF in Schlägen/min kontinuierlich dargestellt. Dabei wurde die rote Elektrode kranial im Bereich der Basis des rechten Flügels, die gelbe an der Basis des linken Flügels, die grüne und schwarze Elektrode jeweils kaudal am linken respektive rechten Bein etwa auf Höhe des Knies 0,5 cm s. c. gesetzt (Abb. 8). Da das verwendete Gerät für Kleintiere vorgesehen ist, wurde als Patienteneinstellung „Hund, klein, männlich,

liegend, Alter 1+ Jahre“ gewählt. Zu Beginn der Untersuchungsphase wurde jeweils ein 30-sekündiges EKG der Extremitätenableitungen I – III mit einer Papiergeschwindigkeit von 50 mm/s und einer Skalierung von 10 mm/mV mittels des integrierten Druckers ausgedruckt. Die Patienten befanden sich dabei in Brustlage.

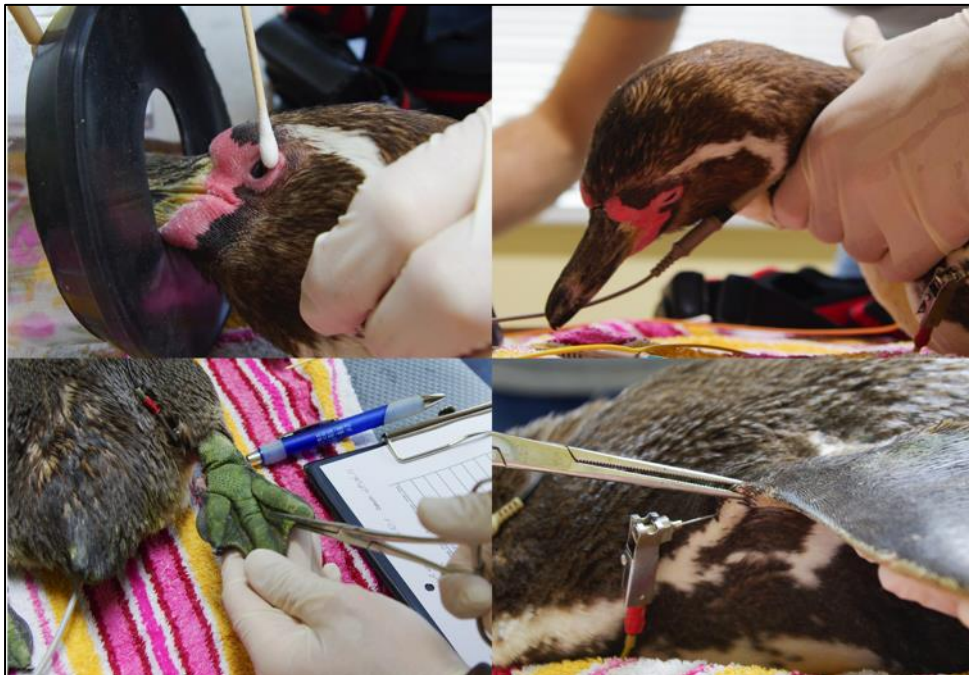
Abbildung 8: EKG-Ableitung mit Nadelelektroden bei einem Humboldtpinguin (Foto: D. Widmer).



3.4.6.6 Reflexaktivität, Analgesie, Muskeltonus

Zur Prüfung und Bewertung der Reflexe, der Analgesie und des Muskeltonus‘ wurde das Reflexschema mit Punktescore zur Bestimmung der Narkosetiefe bei Vögeln nach Korbel (2004) verwendet (Tab. 3). Abweichend von diesem Schema wurde der Pupillenreflex mit einer LED-Taschenlampe (Hersteller nicht bekannt) anstelle eines Diaskleralkegels durchgeführt. Außerdem wurde für die Prüfung des Pektoralisreflexes keine spezielle Kneifzange, sondern eine Arterienklemme verwendet. Prüfung und Bewertung der Reflexe erfolgten ausschließlich durch den Autor.

Abbildung 9: Prüfung von Kornealreflex, Nackentonus, Interphalangeal- und Propatagiumreflex (Fotos: D. Widmer).



3.5 Statistische Auswertung

Die Datenanalyse erfolgte auf den Rechnern der Arbeitsgruppe Biomathematik und Datenverarbeitung des Fachbereichs Veterinärmedizin der Justus-Liebig-Universität Gießen.

Die deskriptive Statistik der erhobenen quantitativen Daten umfasste die Berechnung von Stichprobenumfang (n), arithmetischem Mittelwert (\bar{x}), Standardabweichung (SD), Median (\tilde{x}) sowie Minimum (Min) und Maximum (Max).

Da die Beobachtungstermine der physiologischen Parameter und Reflexe während der Untersuchungsphase aus praktischen Gründen nicht in exakt gleichen Intervallen stattfanden, wurden 5-minütige Zeitintervalle gebildet, welche jeweils die Beobachtungstermine 5, 10, 15, 20, 25, 30, 35 und 40 ± 2 min nach Injektion der Anästhetika umfassen. Dementsprechend ist im Folgenden unter dem Begriff „Beobachtungstermin“ stets das entsprechende 5-minütige Zeitintervall zu verstehen.

Die deskriptive Statistik der physiologischen Parameter AF , HF , SpO_2 sowie KT erfolgte mit dem Programm BMDP1D unter Berechnung von arithmetischem Mittelwert (\bar{x}), Standardabweichung (SD) sowie Minimum (Min) und Maximum (Max) der Beobachtungstermine. Zur statistischen Prüfung des Zeiteffekts auf Signifikanz wurde

für die physiologischen Parameter eine einfaktorielle Varianzanalyse mit Messwiederholungen bezüglich der Beobachtungstermine für den Zeitraum 10 – 40 min mit dem Programm BMDP5V durchgeführt. Außerhalb der Zeitspanne 10 – 40 min war die Anzahl Messungen für eine aussagekräftige Analyse nicht ausreichend.

Die deskriptive Statistik mit Berechnung von arithmetischem Mittelwert (\bar{x}), Minimum (Min) und Maximum (Max) innerhalb der gebildeten Zeitintervalle sowie die Bildung von Häufigkeitstabellen unter Verwendung des Programms BMDP4F dienten als Grundlage für die grafische Darstellung der Reflexdaten. Diese wiederum erfolgte mit dem Programm Excel 2013³³.

Da die ordinal skalierten Daten der Reflexmessungen nicht normalverteilt waren, der Datensatz fehlende Werte in der zeitlichen Abfolge aufwies und verbundene Stichproben vorlagen, konnte die weitere Analyse nur explorativ erfolgen. Dies beinhaltete die einfaktorielle Varianzanalyse mit Messwiederholungen bezüglich des Beobachtungstermins für den Zeitraum 10 – 40 min mit dem Programm BMDP5V, wobei zur Schätzung der Modellparameter die Maximum-Likelihood-Methode Anwendung fand. Zusätzlich wurde mittels des Programms StatXact³⁴ der exakte Kruskal-Wallis-Test durchgeführt, wobei die Tatsache, dass jeweils mehrere Beobachtungen desselben Tieres vorlagen, ignoriert wurde.

Als Grundlage der Bewertung der statistischen Signifikanz diente das Signifikanzniveau $\alpha=0,05$. Ergebnisse mit $p \leq 0,05$ wurden als statistisch signifikant, Ergebnisse mit $p \leq 0,001$ als statistisch hoch signifikant bezeichnet. Zusätzlich wurde der exakte p-Wert angegeben.

³³ Microsoft Excel 2013®, Microsoft Corporation, Redmond, Washington, USA.

³⁴ StatXact®, Cytel, Cambridge, Massachusetts, USA.

4 Ergebnisse

4.1 Umgebungstemperatur und relative Luftfeuchtigkeit

Die mittlere Umgebungstemperatur im Untersuchungsraum betrug $23,73 \pm 1,96^{\circ}\text{C}$. Allerdings war im Laufe des zweiten Untersuchungstages ein deutlicher Temperaturanstieg um $5,3^{\circ}\text{C}$ von $23,0^{\circ}\text{C}$ am Morgen auf $28,3^{\circ}\text{C}$ am Nachmittag zu verzeichnen, da es sich um einen sehr warmen Tag handelte. An den übrigen Untersuchungstagen war keine vergleichbar starke Temperaturdifferenz vorhanden. Die mittlere relative Luftfeuchtigkeit betrug $62 \pm 5,88\%$. Die gemessenen Werte im Untersuchungsraum stimmten mit den Werten im Einschlaf- und Aufwachraum überein.

Tabelle 4: *Umgebungstemperatur ($^{\circ}\text{C}$) und relative Luftfeuchtigkeit (%) im Untersuchungsraum. Angegeben sind arithmetisches Mittel (\bar{x}), Standardabweichung (SD), Median (\tilde{x}) sowie Minimum (Min) und Maximum (Max).*

	\bar{x}	SD	\tilde{x}	Min	Max
Umgebungstemperatur ($^{\circ}\text{C}$)	23,73	1,96	23,1	21,1	28,3
Relative Luftfeuchtigkeit (%)	62	5,88	63	48	72

4.2 Patientenbezogene Daten

4.2.1 Geschlechter- und Altersstruktur

Die Studie wurde an 10 männlichen und 12 weiblichen Humboldtpinguinen im Alter von 1 – 35 Jahren durchgeführt. Das mittlere Alter der Tiere betrug $8,5 \pm 8,23$ Jahre. 4 Pinguine waren mit einem Alter von 1 Jahr zum Untersuchungszeitpunkt als subadult zu bezeichnen, einer mit 2 Jahren etwa beim Erreichen der Geschlechtsreife. Von den übrigen Patienten wiesen 12 ein Alter von 5 bis 11 Jahren und 4 ein Alter von 17 bis 35 Jahren auf.

4.2.2 Körpermasse

Die Gesamtheit der Humboldtpinguine wies eine mittlere KM von $3,66 \pm 0,52$ kg, mit einer Spanne von 2,86 bis 4,80 kg auf. Dabei wiesen die männlichen Tiere eine höhere mittlere KM ($4,06 \pm 0,42$ kg) als die weiblichen ($3,34 \pm 0,29$ kg) auf.

Tabelle 5: *KM (kg) der untersuchten Patienten. Angegeben sind arithmetisches Mittel (\bar{x}), Standardabweichung (SD), Median (\tilde{x}) sowie Minimum (Min) und Maximum (Max) jeweils für alle (m + w, n=22) sowie nur für männliche (m, n=10) und nur für weibliche (w, n=12) Patienten.*

	\bar{x}	SD	\tilde{x}	Min	Max
m + w	3,66	0,52	3,66	2,86	4,80
m	4,06	0,42	4,08	3,22	4,80
w	3,34	0,29	3,37	2,86	3,78

4.2.3 Klinische Beurteilung und Krankheitssymptome

Ein männlicher Pinguin (Nr. 13) wies eine mittelgradige, 1 weiblicher (Nr. 19) eine geringgradige Dyspnoe auf. Tier Nr. 17 zeigte eine geringgradige Dyspnoe sowie eine intermittierende, geringgradige Lahmheit der linken Hintergliedmaße. Bei allen 3 Tieren wurde das Allgemeinbefinden als geringgradig beeinträchtigt beurteilt, was einer Bewertung von 1 entsprach. Die übrigen Tiere waren klinisch unauffällig (Bewertung 0).

Tabelle 6: *Ergebnisse der klinischen Beurteilung der Patienten anhand zuvor festgelegter Skalen bezüglich Ernährungszustand (EZ), Allgemeinbefinden (AB) und Erregungszustand (ErrZ).*

EZ	1 (sehr gut)	2 (gut)	3 (mäßig)	4 (schlecht)	5 (kachektisch)
Anzahl Pinguine	2	17	2	1	0
AB	0 (gut)	1 (geringgradig beeinträchtigt)	2 (mittelgradig beeinträchtigt)	3 (hochgradig beeinträchtigt)	
Anzahl Pinguine	19	3	0	0	
ErrZ	0 (ruhig)	1 (geringgradig erregt)	2 (mittelgradig erregt)	3 (hochgradig erregt)	
Anzahl Pinguine	0	13	7	2	

4.2.4 Dosierung der Anästhetika

Aufgrund der genauen präanästhetischen Körpermassebestimmung wurden die verwendeten Anästhetika für jeden Patienten wie vorgesehen exakt dosiert. Abweichungen von der angestrebten Dosis ergaben sich bei 2 Pinguinen, bei denen die Initialdosis nicht zu einer adäquaten Narkosetiefe führte, worauf 50% der Initialdosis aller 3 Arzneimittel in einer zweiten Injektion verabreicht wurden. Somit ergibt sich bei diesen Pinguinen eine Gesamtdosis von 0,075 mg/kg KM Medetomidin, 7,5 mg/kg KM Ketamin und 0,75 mg/kg KM Butorphanol. Dementsprechend erhielten diese Tiere eine erhöhte Dosis des Antagonisten Atipamezol von 0,37 bzw. 0,38 mg/kg KM.

4.2.5 Ergebnisse der serumchemischen und hämatologischen Untersuchung

Die Tiere Nr. 7, 12, 19, 20, 21 und 22 wiesen eine erhöhte Creatin-Kinase (CK) im Serum (991 – 4347 U/l) auf. Diese Gruppe wies gleichzeitig eine im Vergleich zu den übrigen Patienten höhere mittlere Laktatdehydrogenase (LDH) im Serum (\bar{x} =351,5 U/l im Vergleich zu \bar{x} =144,38 U/l) auf, die sich aber noch innerhalb des publizierten Referenzbereichs befand. Mindestens 4 weitere Tiere zeigten ebenfalls eine tendenziell höhere, aber noch im Referenzbereich liegende CK (466 – 836 U/l), neben ebenfalls im Vergleich mit den nicht betroffenen Pinguinen höherer mittlerer LDH.

Tier Nr. 20 wies einen geringgradig verminderten Kalziumwert (1,9 mmol/l) auf. Dieser Pinguin hatte zugleich mit 42,5 G/l die höchste Anzahl Leukozyten. Da jedoch kein Differenzialblutbild vorliegt, blieben die beteiligten Entzündungszellfraktionen unbekannt. Der Wert liegt laut Teare (2013) noch im Referenzbereich. Bei Pinguin Nr. 17 liegt mit 27,8 G/l Leukozyten zwar keine Leukozytose vor, jedoch sind die heterophilen Granulozyten mit 92% vertreten, was für eine relative Heterophilie spricht. Die Tiere Nr. 6 und Nr. 11 wiesen einen geringgradig erhöhten Hämatokrit von 61% auf.

Tabelle 7: Serumchemische und hämatologische Parameter der untersuchten Humboldtpinguine. Angegeben sind arithmetisches Mittel (\bar{x}), Standardabweichung (SD), Median (\tilde{x}) sowie Minimum (Min) und Maximum (Max). Werte, die außerhalb des Referenzbereichs liegen, sind fett gedruckt. Da nicht für alle Patienten sämtliche Werte vorliegen, ist zusätzlich die Anzahl (n) der Tiere angegeben.

	Einheit	n	\bar{x}	SD	\tilde{x}	Min	Max
Serumchemische Parameter							
AST	U/l	22	188,7	65,4	164,0	90	292
Gallensäuren	µmol/l	22	4,0	1,9	3,3	2,1	10,1
Gesamteiweiß	g/dl	22	5,1	0,5	5,1	3,8	5,9
Albumin im Serum	g/dl	22	2,2	0,3	2,2	1,4	2,6
Cholinesterase	kU/l	22	6,2	1,3	6,1	3,8	10,8
Harnsäure	mg/dl	22	5,7	2,1	5,3	2,6	11,1
CK	U/l	22	871,9	1056,2	375,5	120	4347↑
LDH	U/l	22	200,9	125,7	177,5	61	600
Anorganisches Phosphat	mmol/l	22	1,3	0,4	1,3	0,6	2,0
Kalzium	mmol/l	22	2,5	0,2	2,6	1,9↑	2,8
Kalium	mmol/l	22	4,1	0,7	4,2	3,0	5,8
Hämatologische Parameter							
Basophile Granulozyten	%	20	0,1	0,2	0,0	0	1
Eosinophile Granulozyten	%	20	0,2	0,7	0,0	0	3
Heterophile Granulozyten	%	20	75	10,9	76	58	92
Lymphozyten	%	20	15,8	10,3	12,5	3	34
Monozyten	%	20	9,0	6,6	8,0	0	21
Leukozyten	G/l	21	16,7	8,3	15,4	7,3	42,5
Erythrozyten	T/l	21	1,9	0,5	1,9	1,2	2,8
Hämoglobin	g/dl	21	17,6	1,9	17,7	12,1	21,6
Hämatokrit	%	21	54,4	6,3	56,0	40	61↑
Heterophile Granulozyten	(Zellen/µl)	4	14866,5	6347,3	12160,0	9570	25576
Lymphozyten	(Zellen/µl)	4	2752,3	1197,4	2267,0	1690	4785
Monozyten	(Zellen/µl)	4	757,5	822,0	442,5	0	2145
Basophile Granulozyten	(Zellen/µl)	4	32,5	56,3	0,0	0	130
Eosinophile Granulozyten	(Zellen/µl)	4	41,3	71,4	0,0	0	165

4.2.6 Ergebnisse bildgebender Verfahren und pathologischer Untersuchungen

Aufgrund der computertomographischen Untersuchung der Patienten ergaben sich bei mehreren Tieren Hinweise auf schwerwiegende Krankheitsprozesse. So wiesen die Tiere Nr. 5, 8, 12, 13, 18 und 20 zum Teil umfangreiche granulomatöse Veränderungen der Lunge und Leber auf, die später durch Sektion der betreffenden Tiere und nachfolgende bakterielle Kultur als durch aviäre Mykobakterien hervorgerufen diagnostiziert wurden (Abb. 10). Die Pinguine Nr. 6 und 9 hatten einzelne Steine im Magen. Tier Nr. 7 wies trotz mindestens 12-stündiger Nahrungskarenz einen stark gefüllten Magen auf. Bei Tier Nr. 10 konnte ein perforierender, länglicher Fremdkörper des Magens identifiziert werden, der in kranialer Richtung die Leber durchspießte und dessen Ende im Bereich der Herzspitze zu liegen kam (Abb. 11). Um den Fremdkörper war eine umfangreiche Gewebereaktion darstellbar. Bei Tier Nr. 12 lag ebenfalls ein perforierender Fremdkörper des Magens, jedoch ohne umfangreiche Entzündungsreaktion vor. Tier Nr. 17 wies degenerative Veränderungen der Kniegelenke auf, als bedeutenderer Befund konnte jedoch ein etwa 20 cm langer und 0,5 cm durchmessender, frei in der Körperhöhle befindlicher Fremdkörper dargestellt werden.

Abbildung 10: Computertomographische Untersuchung eines Humboldtpinguins. Oben: Lagerung im Computertomographen. Unten: umfangreiche Veränderungen der Lunge, welche durch aviäre Mykobakteriose hervorgerufen wurden; Rekonstruktion. (Fotos: D. Widmer).

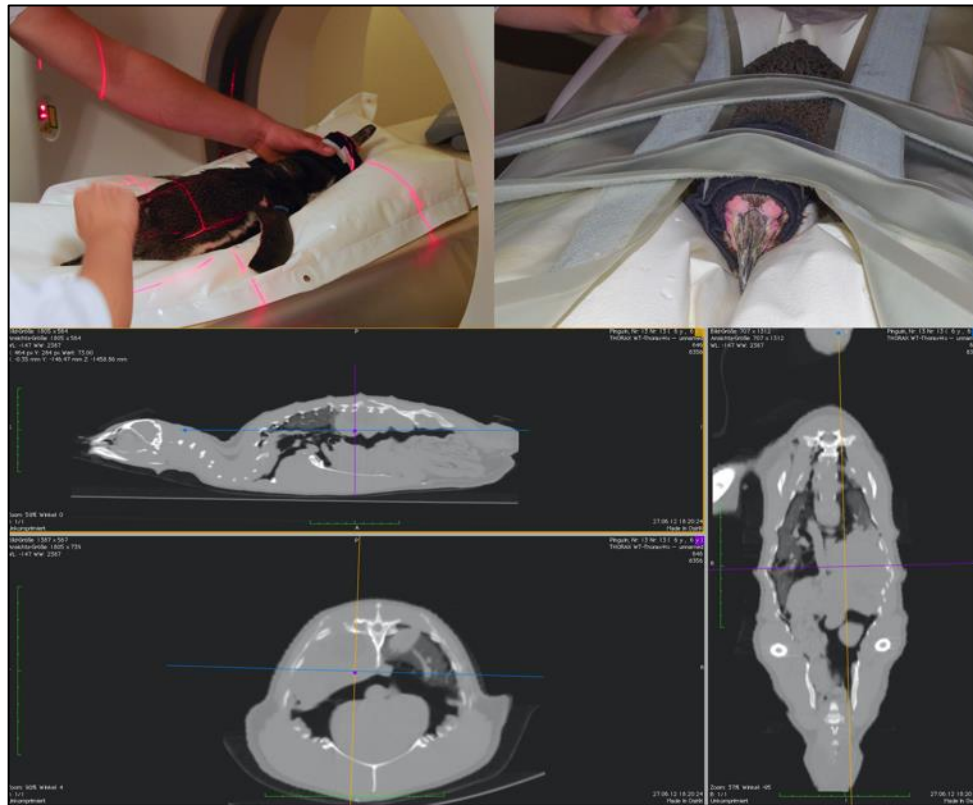


Abbildung 11: Patient Nr. 10. Perforierender gastrischer Fremdkörper. Computertomographie; Rekonstruktion.



4.3 Anästhesieverlauf

4.3.1 Einleitungsphase

Die Einleitungsphase folgte bei allen Tieren einem vergleichbaren Ablauf mit 4 Stadien. Diese umfassten erste sichtbare Anzeichen eines Wirkungseintritts (Schwanken, Taumeln, Orientierungslosigkeit), gefolgt vom Ablegen in Sternallage bei angehobenem Kopf, dem Ablegen der Schnabelspitze und schließlich dem seitlichen Ablegen des Kopfes. Die Zeit bis zu den ersten Anzeichen des Wirkungseintritts betrug im Mittel $2,0 \pm 1,6$ min. Eine Manipulation ohne Reaktion des Patienten war im Mittel nach $10,7 \pm 4,3$ min möglich.

Bei 1 weiblichen (Nr. 6) und 1 männlichen Pinguin (Nr. 11) stellte sich nach initialer Injektion der Anästhetika kein ausreichender Wirkungseintritt ein. Das weibliche Tier zeigte zunächst die oben aufgeführten Stadien der Einleitungsphase bis hin zum Ablegen des Kopfes innerhalb von 2 min und konnte nach 5 min auf den Untersuchungstisch gebracht werden. Es wurde jedoch dort schlagartig wacher und wurde zurück in den Einschlafkäfig gebracht. Nachdem sich dort innerhalb weiterer 10 min keine ausreichende Narkosetiefe einstellte, wurde nach 17 min die Hälfte der Initialdosis erneut verabreicht. 5 min nach der zweiten Injektion erfolgte keine Reaktion auf Manipulation mehr, woraus eine Gesamtdauer der Einleitungsphase von 22 min resultierte. Beim männlichen Tier zeigte sich ein erster Wirkungseintritt nach 3 min, nach 5 min legte es sich in Sternallage und legte nach 8 min die Schnabelspitze ab. Da jedoch nach 15 min noch kein seitliches Ablegen des Kopfes erfolgte, wurde nach 20 min die Hälfte der Initialdosis erneut verabreicht. 4 min nach der zweiten Injektion legte das Tier den Kopf seitlich ab und nach 5 min war eine Manipulation ohne Reaktion des Tieres möglich. Somit ergab sich für dieses Tier eine Einleitungsphase von 25 min.

Die mittlere Dauer bis zum Auftreten erster sichtbarer Anästhesiewirkungen betrug bei den als „geringgradig“ ($n=13$) und „mittelgradig erregt“ ($n=7$) bewerteten Patienten $2,0 \pm 0,6$ (1 – 3) respektive $2,0 \pm 1,7$ (1 – 6) min. Darin inbegriffen sind auch die beiden Patienten, bei denen eine Nachdosierung notwendig war (beide „mittelgradig erregt“). Bei den als „hochgradig erregt“ bewerteten Patienten ($n=2$) betrug die mittlere Dauer $5,0 \pm 2,5$ (7 und 2) min.

Die mittlere Dauer bis zur Manipulation ohne Abwehrreaktion bei den als „geringgradig erregt“ ($n=13$) und „mittelgradig erregt“ ($n=5$) bewerteten Vögeln betrug $9,0 \pm 1,8$ min

respektive $10,0 \pm 0,0$ min, wobei die beiden nachdosierten Pinguine hier ausgeschlossen wurden. Es muss jedoch festgestellt werden, dass aus der Gruppe der als „geringgradig erregt“ bewerteten Pinguine bei keinem Patienten eine zusätzliche Dosis notwendig war. Unter Einbeziehung der beiden nachdosierten Tiere betrüge die mittlere Zeit bei der zweiten Gruppe $14,0 \pm 6,2$ (1 – 25) min und wäre damit deutlich länger. Die als „hochgradig erregt“ bewerteten Pinguine ($n=2$) benötigten $15,0 \pm 5,0$ (20 und 10) min für die Induktion.

Festzustellen ist, dass sowohl die Zeit bis zum ersten sichtbaren Wirkungseintritt als auch die Induktionszeit bei einem der als „hochgradig erregt“ beurteilten Vögel (Tier Nr. 1) am längsten von allen Pinguinen war, die keine Nachdosierung benötigen.

Tabelle 8: Zeitlicher Verlauf der beobachteten Stadien während der Einleitungsphase der untersuchten Patienten ($n=22$) in min. Angegeben sind arithmetisches Mittel (\bar{x}), Standardabweichung (SD), Median (\tilde{x}) sowie Minimum (Min) und Maximum (Max) des jeweiligen Stadiums.

	\bar{x}	SD	\tilde{x}	Min	Max
Sichtbarer Wirkungseintritt	2,0	1,6	2	1	7
Sternallage	2,3	1,7	2	1	7
Schnabel ablegen	3,8	3,5	2	1	15
Kopf ablegen	5,2	5,5	3	1	24
Manipulation ohne Reaktion	10,7	4,3	10	5	25

Abbildung 12: Boxplots der AF (AZ/min) der Patienten (n=22) während der Einleitungsphase. Da die Messung der AF in unregelmäßigen Abständen erfolgte, wurden die Messungen der Minuten 1 – 3 (Messintervall 1), 4 – 6 (Messintervall 2) und 7 – 10 (Messintervall 3) zusammengefasst und hieraus die Streumaße bestimmt.

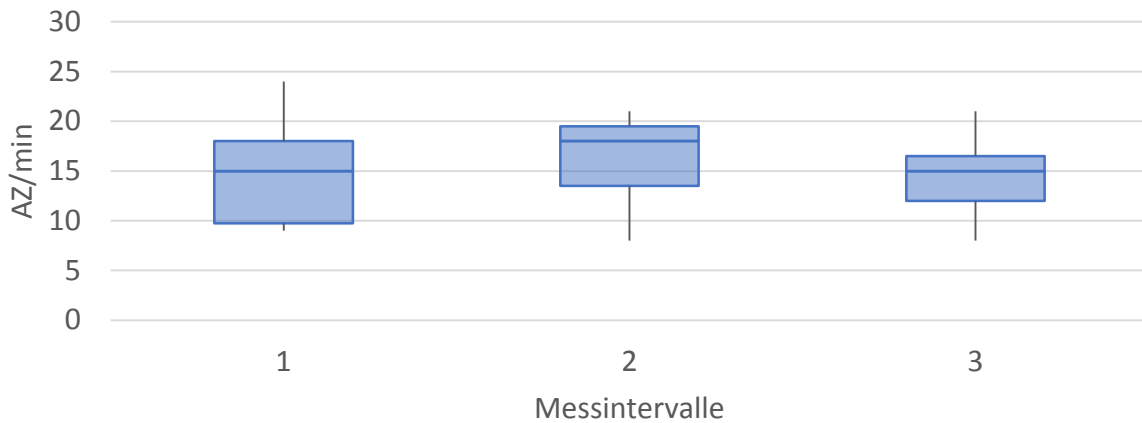


Tabelle 9: Zeitlicher Verlauf der AF (AZ/min) der Patienten (n=22) während der Einleitungsphase. Angegeben sind arithmetisches Mittel (\bar{x}), Standardabweichung (SD), Median (\tilde{x}) sowie Minimum (Min) und Maximum (Max) des jeweiligen Messintervalls.

	\bar{x}	SD	\tilde{x}	Min	Max
min 1 – 3	14,6	4,7	15	9	24
min 4 – 6	15,9	3,9	16,5	8	21
min 7 – 10	14,4	3,6	15	8	21

4.3.2 Untersuchungsphase

Die Untersuchungsphase begann im Mittel nach $10,8 \pm 4,2$ min mit der ersten Dokumentation physiologischer Parameter oder Reflexe. Ihre Dauer betrug im Mittel $34,7 \pm 5,3$ min und endete mit dem Zeitpunkt der Antagonisierung. Der Begriff Toleranzphase wird bewusst nicht verwendet, da eine chirurgische Toleranz gemäß dem Reflexschema nach Korbel (2004) nicht erreicht wurde.

Eine unabhängig von den Messungen der Reflexe beobachtbare Zunahme des Muskeltonus oder auch ungezielter Reaktionen auf stärkere Umgebungsreize wie das Hochheben des Patienten, die sich beispielsweise durch (teilweise) angehobenen Kopf, Flügelschlagen, oder kurzfristiges Aufschrecken äußerten, war im Mittel $31,4 \pm 17,1$ min nach Injektion der Anästhetika zu beobachten. Jedoch wiesen alle Tiere zu diesem Zeitpunkt noch ein stark getrübttes Sensorium auf.

Tier Nr. 21 zeigte nach 33 min für etwa 2 min zunächst eine sehr flache und im Anschluss sistierende Atmung. Nach Injektion von 10 mg/kg KM Doxapram i. m. in die Brustmuskulatur normalisierte sich die Atmung innerhalb von 1 min, gleichzeitig verringerte sich die Narkosetiefe.

Tabelle 10: Zeitliche Parameter der Untersuchungsphase in min. Angegeben sind arithmetisches Mittel (\bar{x}), Standardabweichung (SD), Median (\tilde{x}) sowie Minimum (Min) und Maximum (Max). Der über die Dauer der Untersuchungsphase hinausgehende Maximalwert der Zunahme des Muskeltonus' ergibt sich daraus, dass bei 3 Tieren eine Tonuserhöhung erst während der Erholungsphase eintrat.

	\bar{x}	SD	\tilde{x}	Min	Max
Dauer Untersuchungsphase	34,7	5,3	33	27	47
Deutliche Zunahme von Muskeltonus/Reaktionen	31,4	17,1	28	5	72

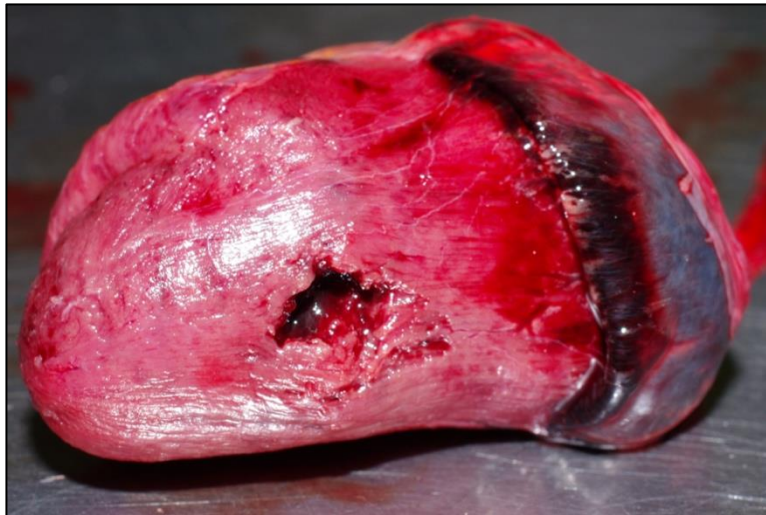
4.3.3 Erholungsphase

Die Antagonisierung wurde nicht zu einem vorher definierten Zeitpunkt, sondern in Abhängigkeit vom Abschluss der vorzunehmenden klinisch-diagnostischen Untersuchungen sowie der Anästhesietiefe des jeweiligen Patienten vorgenommen. Sie markierte den Beginn der Erholungsphase. Die Injektion des Antagonisten fand im Mittel $45,1 \pm 7,3$ min nach initialer Injektion der Anästhetika statt. Dazu war eine intensivere Manipulation der Tiere notwendig (Festhalten, leicht aufrechte Positionierung, Tragen in die Aufwachboxen), die unabhängig von der Antagonisierung bei zahlreichen Patienten bereits eine Verringerung der Anästhesiewirkung zur Folge hatte. Somit befanden sich 19 von 22 Tieren (86,36%) zu Beginn der Erholungsphase (entweder schon kurz vorher oder als unmittelbare Folge des Handlings) in einem Zustand, der bereits von deutlich zunehmendem Muskeltonus gekennzeichnet war. Sie befanden sich in Sternallage mit bei S-förmig eingezogenem Hals leicht angehobenem Kopf und zeigten teilweise ungezielte Bewegungen wie leichtes Flügelschlagen, Zusammenzucken oder Aufschrecken bei intensiven Umgebungsreizen. Das Sensorium war stets noch stark getrübt und es waren weder zielgerichtete Abwehrreaktionen noch ein Beobachten der Untersucher zu verzeichnen.

Teilweise mehrere Minuten anhaltendes, leichtes Flügelschlagen in Sternallage ohne vorherige spezifische Reizeinwirkung wurde bei 14 von 22 Patienten (63,64%) beobachtet.

Ein Humboldtpinguin verstarb während der Erholungsphase perakut an einer Ventrikelruptur mit Perikardtamponade, nachdem zuvor ein deutlicher Anstieg der AF zu verzeichnen war (Abb. 13; Abb. 14, Tier Nr. 9). Eine im Vergleich zu den übrigen Tieren höhere AF wies Tier Nr. 17 auf.

Abbildung 13: *Fokale Ruptur des Myokards unbekannter Ursache bei Patient Nr. 9 (Foto: D. Widmer).*



Die Beobachtungsdauer der Patienten nach Antagonisierung betrug im Mittel $97,9 \pm 30,2$ min und wurde mit Ausnahme von 2 Pinguinen, bei denen die Beobachtung nach jeweils 122 min wegen des bevorstehenden Rücktransports abgebrochen werden musste, mindestens bis zum sicheren Stehvermögen fortgeführt. Da sich die Pinguine während der Erholungsphase in Transportboxen für Kleintiere befanden, und die Käfigumgebung nur geringen Anreiz zur Fortbewegung bot, konnte das Vermögen zum sicheren Laufen nur eingeschränkt geprüft werden. Insgesamt zeigten sich alle Tiere am Ende der Beobachtungsdauer aufmerksam und bei klarem Sensorium, waren aber deutlich ruhiger als im präanästhetischen Zustand. Ein definitives Ende der Erholungsphase konnte aus praktischen Gründen nicht bestimmt werden, da die Tiere am Ende des jeweiligen Untersuchungstages wieder zurück in die Herkunftszoo transportiert werden mussten. Den Rückmeldungen der Tierbesitzer zufolge zeigten

alle Pinguine am Tag nach der Untersuchung wieder normales Verhalten und gute Futteraufnahme.

Tabelle 11: Deskriptive Statistik der während der Erholungsphase dokumentierten Parameter. Angegeben sind arithmetisches Mittel (\bar{x}), Standardabweichung (SD), Median (\tilde{x}) sowie Minimum (Min) und Maximum (Max). Da nicht bei allen Pinguinen sämtliche Stadien der Erholungsphase beobachtet wurden, ist zusätzlich die Anzahl der Tiere (n) angegeben.

	\bar{x}	SD	\tilde{x}	Min	Max	n
Gesamtdauer der Beobachtung	97,9	30,2	100,0	50	153	22
Kopf anheben	1,0	3,3	0,0	0	14	22
Gezielte Reaktion auf Geräusche/Bewegung	16,8	9,4	14,0	3	37	22
Erstes Aufstehen	28,2	23,9	33,5	0	73	22
Sicherer Stand >10 min	50,1	34,6	36,0	6	119	20
Erste Laufversuche	59,8	33,6	54,0	9	110	10
Sicheres Laufen	67,9	24,6	69,5	35	95	6

Abbildung 14: Zeitlicher Verlauf der AF (AZ/min) der Pinguine (n=22) während der Erholungsphase. Gemessen wurde über 60 min in 5-minütigen Intervallen. Der Zeitpunkt 0 steht für die erste Messung unmittelbar nach Injektion des Antagonisten.

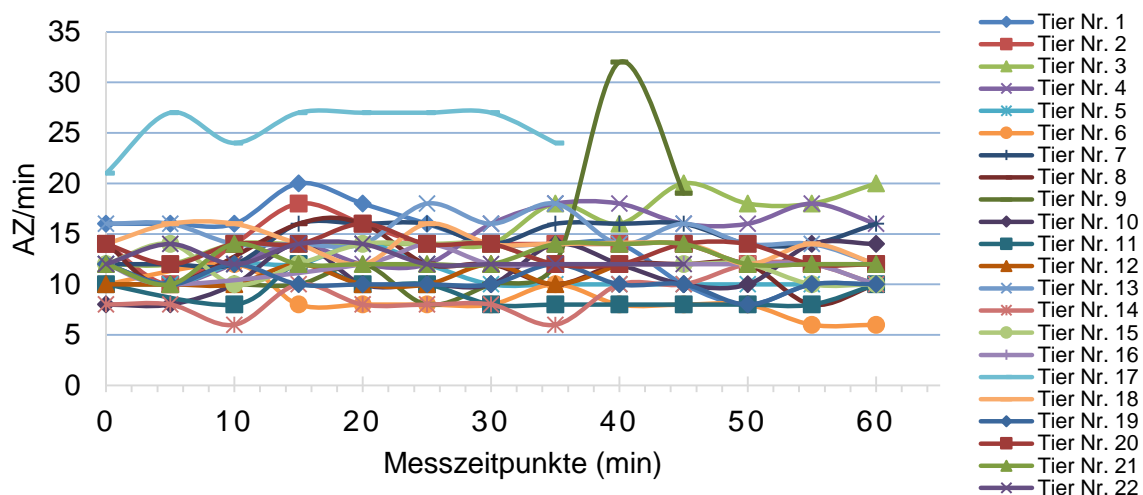
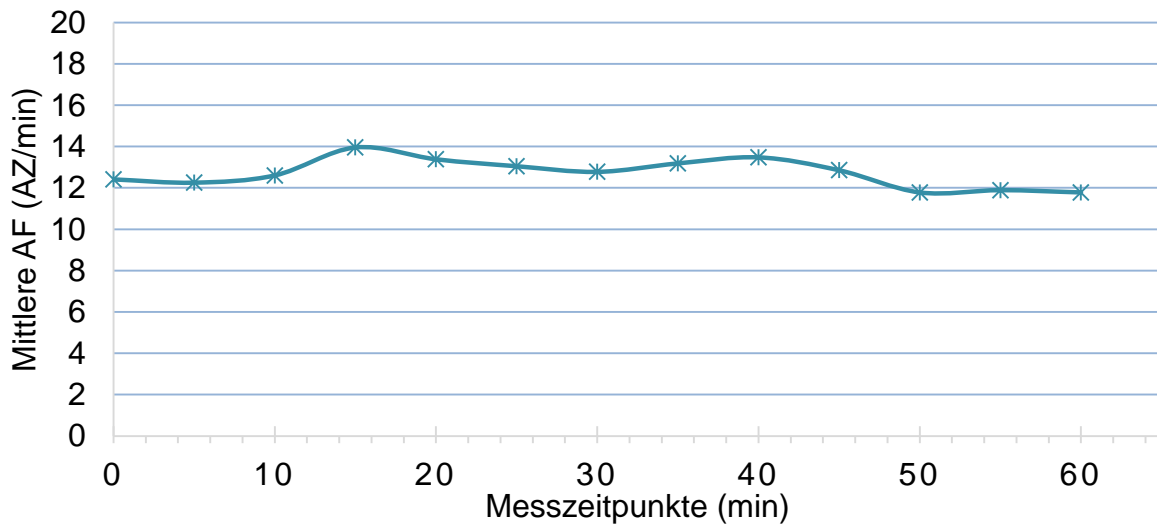


Abbildung 15: Zeitlicher Verlauf der mittleren AF (AZ/min) der Pinguine (n=22) während der Erholungsphase. Gemessen wurde über 60 min in 5-minütigen Intervallen. Der Zeitpunkt 0 steht für die erste Messung unmittelbar nach Injektion des Antagonisten.



4.4 Messung von Anästhesietiefe und Vitalparametern

4.4.1 Atemfrequenz

Durch einfaktorielle Varianzanalyse mit Messwiederholungen im Faktor Zeit konnte kein statistisch signifikanter Zusammenhang zwischen der AF und dem Zeitverlauf während der Untersuchungsphase nachgewiesen werden ($p=0,1822$). Es wurden AF von 3 bis 30 AZ/min gemessen, mit Mittelwerten über die Zeitintervalle von $10,67 \pm 4,67$ bis $14,55 \pm 4,45$ AZ/min.

Tabelle 12: Deskriptive Statistik und Ergebnis der einfaktoriellen Varianzanalyse der Variable Atemfrequenz mit Messwiederholungen bezüglich des Beobachtungstermins (min). Angegeben sind arithmetisches Mittel (\bar{x}), Standardabweichung (SD) sowie Minimum (Min) und Maximum (Max). Zusätzlich ist die Anzahl (n) der zum jeweiligen Beobachtungstermin erfassten Messungen angegeben.

Beobachtungstermin	\bar{x}	SD	Min	Max	n
10	14,55	4,45	6	24	20
15	13,61	5,62	6	27	18
20	13,9	3,93	6	21,5	20
25	13,24	3,65	8	21	17
30	12,15	5,73	8	30	13
35	14,00	6,32	6	28	16
40	10,67	4,67	3	21	16
p-Wert (Faktor Zeit)=0,1822					

4.4.2 Herzfrequenz und Elektrokardiogramm

Die HF nahm während der Untersuchungsphase statistisch signifikant ab ($p=0,0073$). Gemessen wurden HF zwischen 54 und 160 Schlägen/min. Die mittlere HF über die der einfaktoriellen Varianzanalyse zugrundeliegenden Beobachtungstermine reichte von 113,81 bis 101,65 Schlägen/min. Zwei Pinguine wiesen überwiegend niedrige HF zwischen 54 und 75 Schlägen/min auf.

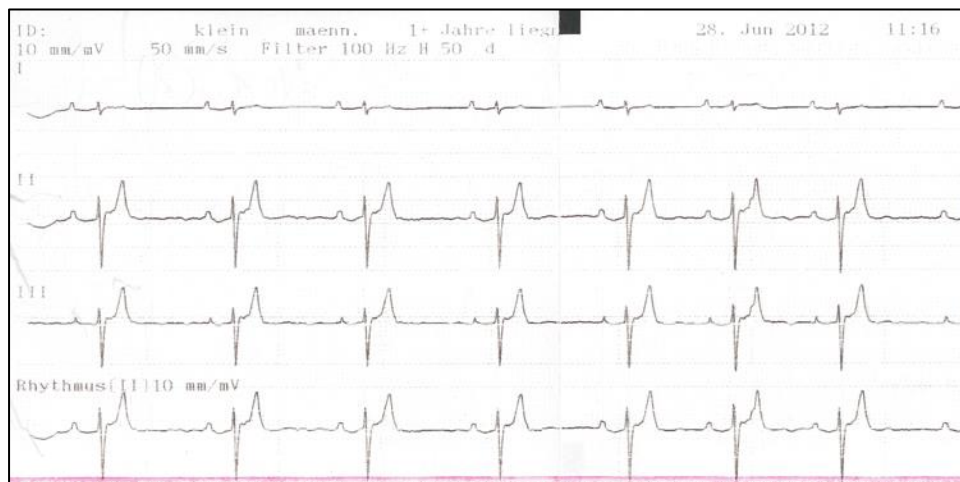
Bei den Patienten Nr. 9 und Nr. 10 war eine starke Reduktion der HF von 114 auf 73 Schläge/min respektive 108 auf 63 Schläge/min während der Untersuchungsphase zu verzeichnen. Pinguin Nr. 9 verstarb an einer Ventrikelruptur während der Erholungsphase (s. Kap. 4.3.3). Tier Nr. 10 wies zudem einen AV-Block 2. Grades Mobitz Typ 1 in einem 1:1 bis 4:1 Verhältnis sowie eine negative T-Welle auf.

Die Elektrokardiographie ergab weiterhin bei Tier Nr. 4 das Vorliegen bigeminiformer ventrikulärer Extrasystolen mit kompensatorischer Pause und bei Tier Nr. 14 vereinzelte ventrikuläre Extrasystolen ohne kompensatorische Pause oder Veränderung des Sinusrhythmus.

Tabelle 13: Deskriptive Statistik und Ergebnis der einfaktoriellen Varianzanalyse der Variable HF mit Messwiederholungen bezüglich des Beobachtungstermins (min). Angegeben sind arithmetisches Mittel (\bar{x}), Standardabweichung (SD) sowie Minimum (Min) und Maximum (Max). Zusätzlich ist die Anzahl (n) der zum jeweiligen Beobachtungstermin erfassten Messungen angegeben.

Beobachtungstermin	\bar{x}	SD	Min	Max	n
10	112,55	23,97	68	160	20
15	113,81	23,03	62	151	16
20	113,79	20,03	64	150	19
25	110,50	25,81	62	154	12
30	108,70	29,74	66	154	10
35	108,96	28,36	68	149	14
40	101,65	25,42	54	141	17
p-Wert (Faktor Zeit)=0,0073					

Abbildung 16: EKG eines Humboldtpinguins. Dargestellt sind die bipolaren Extremitätenableitungen I – III. 50 mm/s, 10 mm/mV. (Foto: D. Widmer).



4.4.3 Sauerstoffsättigung

Die SpO_2 nahm während der Untersuchungsphase statistisch signifikant ab ($p=0,0362$). Die gemessenen Werte reichten von 77% bis 100%, die Mittelwerte über die der einfaktoriellen Varianzanalyse zugrundeliegenden Zeitintervalle reichten von 95,50% bis 88,44%.

Tabelle 14: Deskriptive Statistik und Ergebnis der einfaktoriellen Varianzanalyse der Variable SpO₂ mit Messwiederholungen bezüglich des Beobachtungstermins (min). Angegeben sind arithmetisches Mittel (\bar{x}), Standardabweichung (SD) sowie Minimum (Min) und Maximum (Max). Zusätzlich ist die Anzahl (n) der zum jeweiligen Beobachtungstermin erfassten Messungen angegeben.

Beobachtungstermin	\bar{x}	SD	Min	Max	n
10	92,83	5,77	85	100	12
15	95,5	3,78	88	100	14
20	94,35	4,91	83	100	17
25	91,4	8,42	73	99	10
30	89,17	7,23	77	97	6
35	88,44	6,99	78	100	8
40	90,91	5,77	82	97	11
p-Wert (Faktor Zeit)=0,0362					

4.4.4 Körperinnentemperatur

Durch einfaktorielle Varianzanalyse mit Messwiederholungen im Faktor Zeit konnte kein statistisch signifikanter Zusammenhang zwischen der KT und dem Zeitverlauf während der Untersuchungsphase nachgewiesen werden ($p=0,8476$). Die Messwerte reichten von 38,1°C bis 40,7°C und lagen im Mittel der über die der Varianzanalyse zugrundeliegenden Zeitintervalle zwischen 39,22°C und 39,77°C.

Tabelle 15: Deskriptive Statistik und Ergebnis der einfaktoriellen Varianzanalyse der Variable KT mit Messwiederholungen bezüglich des Beobachtungstermins (min). Angegeben sind arithmetisches Mittel (\bar{x}), Standardabweichung (SD) sowie Minimum (Min) und Maximum (Max). Zusätzlich ist die Anzahl (n) der zum jeweiligen Beobachtungstermin erfassten Messungen angegeben.

Beobachtungstermin	\bar{x}	SD	Min	Max	n
10	39,22	0,51	38,4	40,3	18
15	39,28	0,48	38,5	40,3	16
20	39,27	0,58	38,4	40,4	19
25	39,29	0,72	38,1	40,7	10
30	39,77	0,76	38,6	40,6	7
35	39,39	0,56	38,9	40,7	12
40	39,46	0,69	38,6	40,7	14
p-Wert (Faktor Zeit)=0,8476					

4.4.5 Reflexaktivität, Analgesie, Muskeltonus

Da zu einem gegebenen Beobachtungstermin stets alle Reflexe geprüft wurden, ist die Anzahl (n) der erfassten Messungen je Beobachtungstermin für alle Reflexe sowie die errechnete Gesamtpunktzahl gleich.

Tabelle 16: Anzahl (n) der zu den Beobachtungsterminen erfassten Messungen. Diese gilt für alle geprüften Reflexe.

Beobachtungstermin	n
10	19
15	18
20	19
25	8
30	8
35	15
40	11

4.4.5.1 Gesamtpunktzahl

Die Gesamtpunktzahl ergibt sich aus der Addition der Punktzahlen der einzelnen Reflexprüfungen. Zum Beobachtungstermin 10 min betrug sie im Mittel $6,58 \pm 1,80$, fiel bis zum Beobachtungstermin 15 min auf $5,89 \pm 0,90$, um dann bis zum Beobachtungstermin 40 min auf $9,91 \pm 2,21$ anzusteigen.

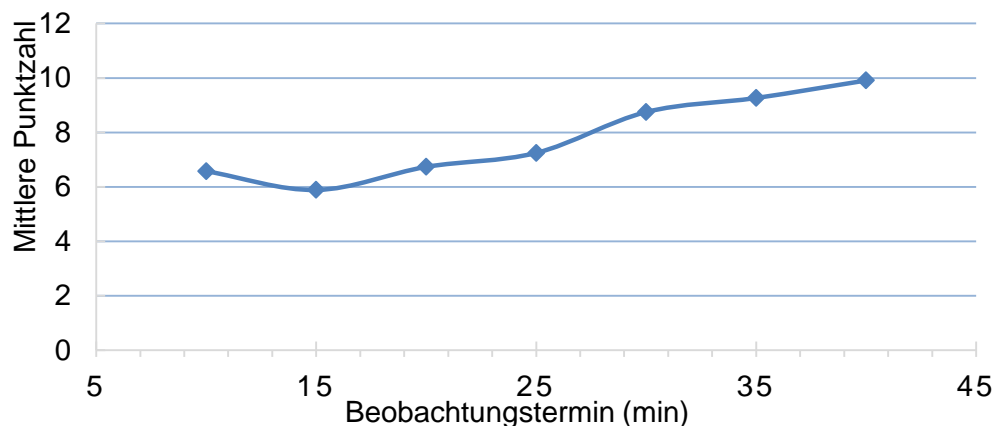
Tier Nr. 11 wies noch 60 min nach initialer Injektion eine vergleichsweise niedrige Gesamtpunktzahl von 5, dieselbe wie zu Beginn der Untersuchungsphase in Minute 25, auf. Dieses Tier war einer von 2 Patienten, bei denen eine Nachdosierung (Minute 20) erforderlich war. Tier Nr. 6, das ebenfalls nachdosiert wurde (Minute 17), erreichte mit 8 Punkten in Minute 22 und 11 Punkten in Minute 27 nur eine geringere Anästhesietiefe.

Die einfaktorielle Varianzanalyse mit Messwiederholungen im Faktor Zeit ergab einen hoch signifikanten Anstieg der Gesamtpunktzahl während des Untersuchungszeitraums 10 – 40 min ($p < 0,0001$), ist jedoch als explorativ zu werten.

Tabelle 17: Deskriptive Statistik der Variable Gesamtpunktzahl. Angegeben sind arithmetisches Mittel (\bar{x}), Standardabweichung (SD) sowie Minimum (Min) und Maximum (Max) der Beobachtungstermine. Angegeben ist zudem der p-Wert als Ergebnis der explorativen einfaktoriellen Varianzanalyse.

Beobachtungstermin	\bar{x}	SD	Min	Max
10	6,58	1,80	5	11
15	5,89	0,90	5	8
20	6,74	1,41	5	9
25	7,25	2,12	5	11
30	8,75	1,83	6	11
35	9,27	2,87	5	16
40	9,91	2,21	7	14
p-Wert (Faktor Zeit)<0,0001				

Abbildung 17: Zeitlicher Verlauf der mittleren Gesamtpunktzahl der geprüften Reflexe über die Beobachtungstermine. 29 Punkte entsprechen einem wachen Vogel.



4.4.5.2 Lidschluss

Lediglich bei 3 der 22 untersuchten Pinguine (13,64%) war während 10 – 25 min nach Injektion ein vollständiger Lidschluss vorhanden. Bei den restlichen 19 Tieren war der Lidschluss stets unvollständig, was einer Punktzahl von 1 entspricht.

Abbildung 18: Zeitlicher Verlauf der mittleren Punktzahl der Variable Lidschluss über die Beobachtungstermine.

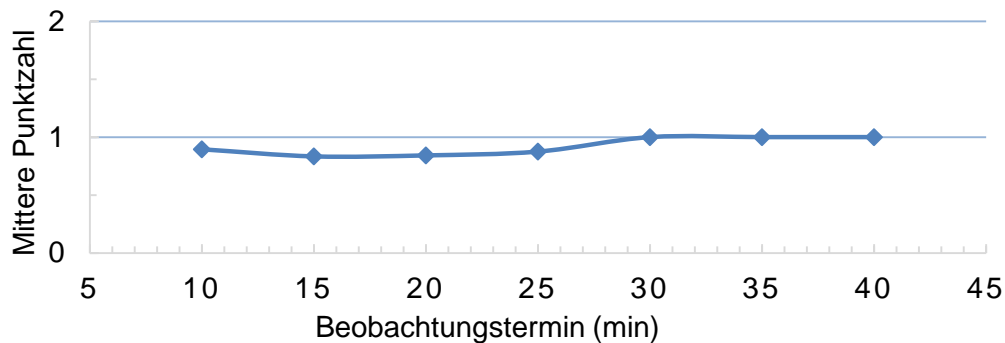
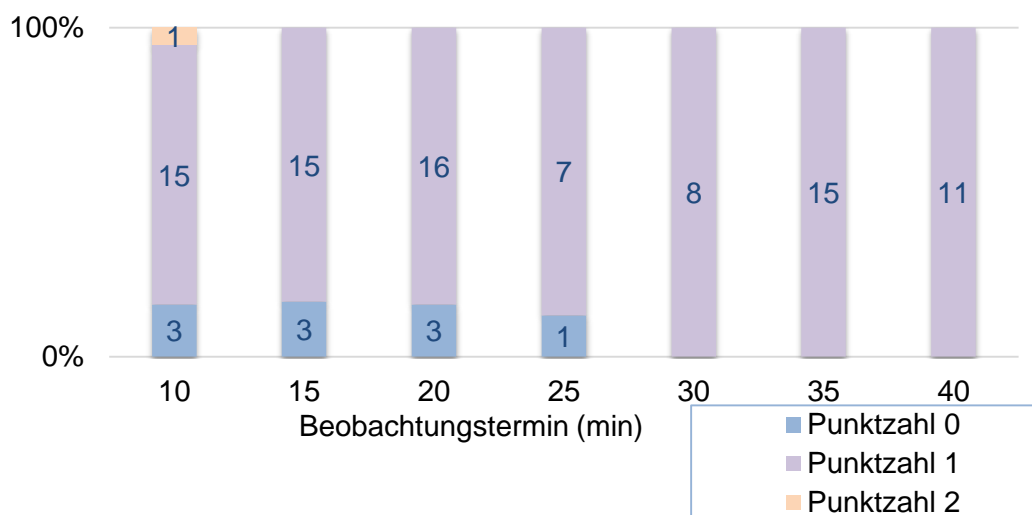


Abbildung 19: Absolute und relative Häufigkeitsverteilung der vergebenen Punktzahlen der Variable Lidschluss zu den Beobachtungsterminen. Die Ziffern innerhalb der Diagrammbalken bezeichnen die Anzahl (n) der Messungen, welche die entsprechende Reflexausprägung zum Ergebnis hatten.



4.4.5.3 Palpebralreflex

Der Palpebralreflex war bei keinem Patienten während der Untersuchungsphase auslösbar, somit wurden immer 0 Punkte vergeben.

4.4.5.4 Pupillenöffnung

Die bei der Prüfung der Pupillenöffnung vergebenen Punkte reichten von 0 – 1. Eine Punktzahl von 2 (entspräche Miosis) wurde nicht vergeben.

Abbildung 20: Zeitlicher Verlauf der mittleren Punktzahl der Variable Pupillenöffnung über die Beobachtungstermine.

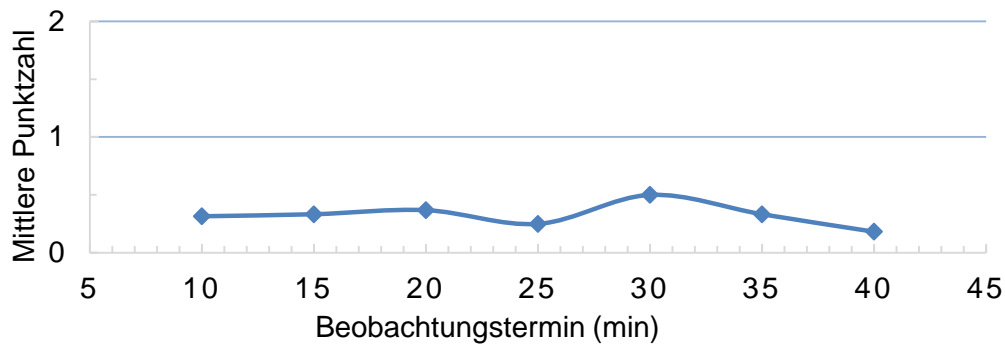
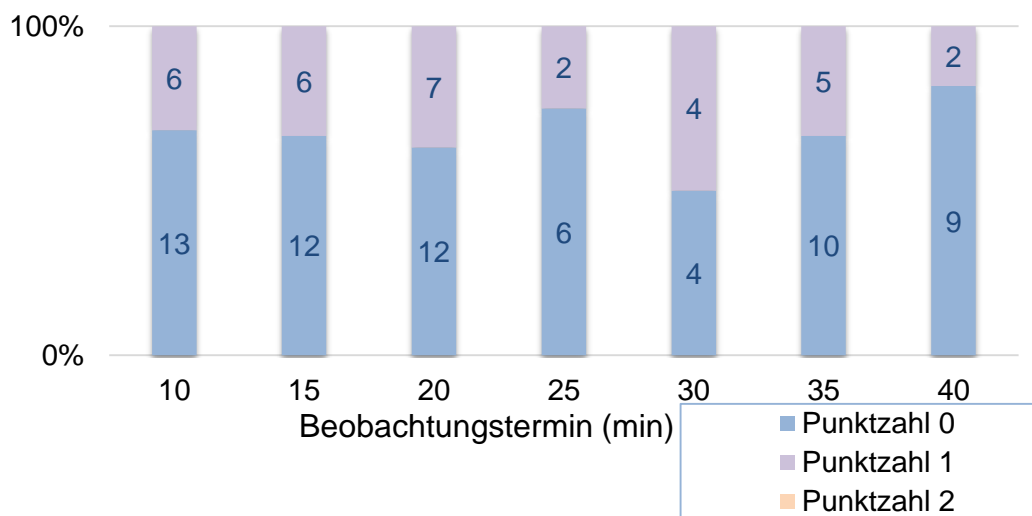


Abbildung 21: Absolute und relative Häufigkeitsverteilung der vergebenen Punktzahlen der Variable Pupillenöffnung zu den Beobachtungsterminen. Die Ziffern innerhalb der Diagrammbalken bezeichnen die Anzahl (n) der Messungen, welche die entsprechende Reflexausprägung zum Ergebnis hatten.



4.4.5.5 Pupillenreflex

Die bei der Prüfung des Pupillenreflexes vergebenen Punkte reichten von 1 – 2. Eine Punktzahl von 0 wurde kein Mal vergeben.

Abbildung 22: Zeitlicher Verlauf der mittleren Punktzahl der Variable Pupillenreflex über die Beobachtungstermine.

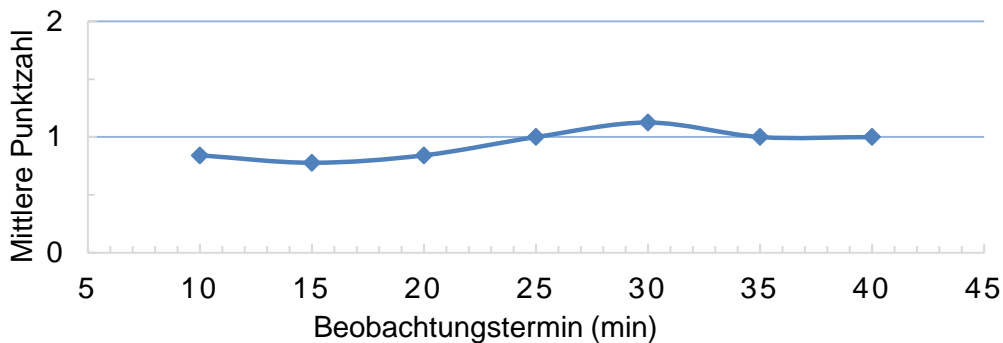
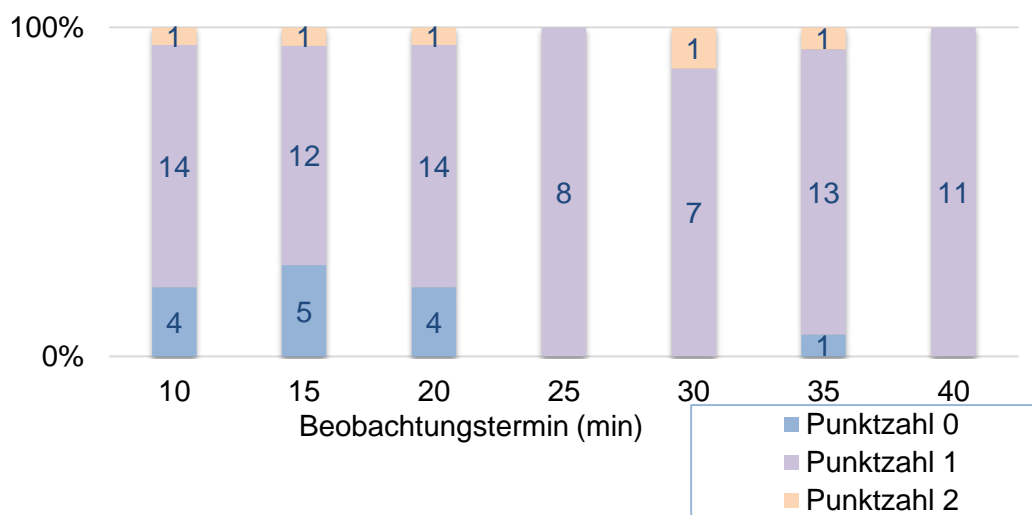


Abbildung 23: Absolute und relative Häufigkeitsverteilung der vergebenen Punktzahlen der Variable Pupillenreflex zu den Beobachtungsterminen. Die Ziffern innerhalb der Diagrammbalken bezeichnen die Anzahl (n) der Messungen, welche die entsprechende Reflexausprägung zum Ergebnis hatten.



4.4.5.6 Kornealreflex

Nur bei 3 von 22 Patienten (13,64%) wurde zu unterschiedlichen Zeitpunkten, teils noch spät im Anästhesieverlauf (Minute 35 – 40) eine Wertung von 1 Punkt vergeben. Bei den übrigen Tieren wurde der Reflex mit 2 – 3 Punkten bewertet.

Abbildung 24: Zeitlicher Verlauf der mittleren Punktzahl der Variable Kornealreflex über die Beobachtungstermine.

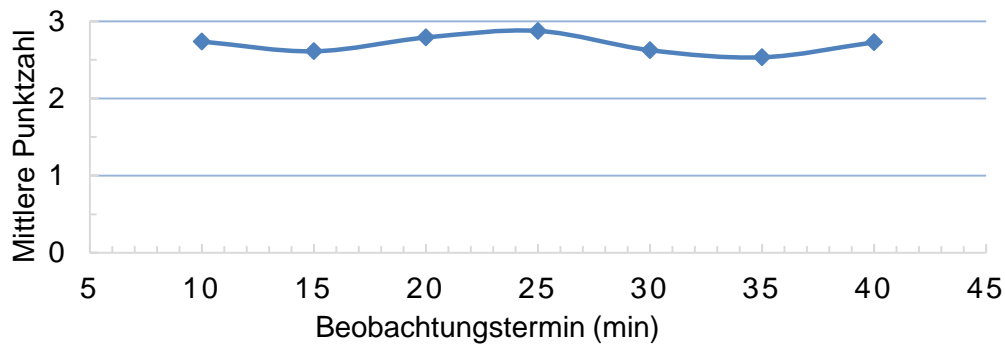
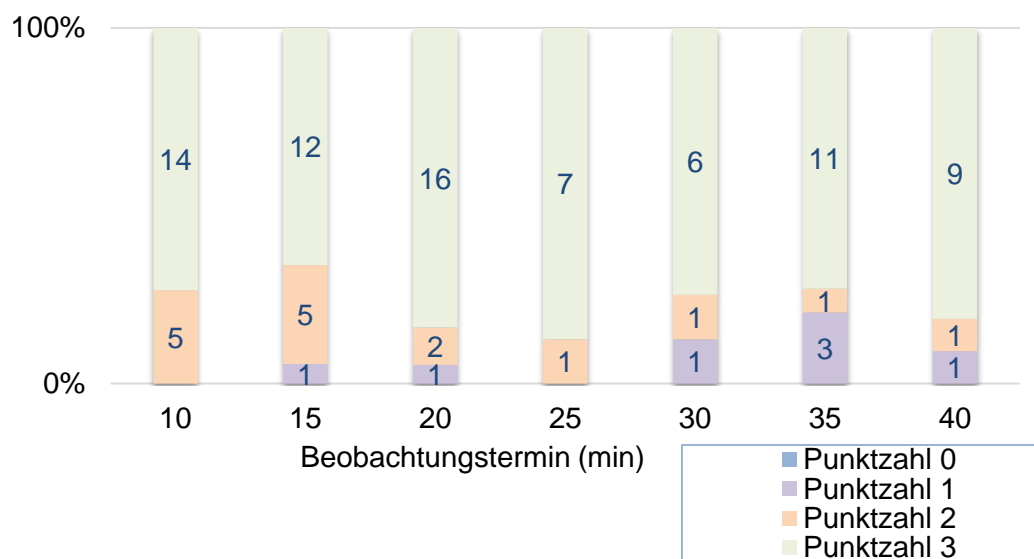


Abbildung 25: Absolute und relative Häufigkeitsverteilung der vergebenen Punktzahlen der Variable Kornealreflex zu den Beobachtungsterminen. Die Ziffern innerhalb der Diagrammbalken bezeichnen die Anzahl (n) der Messungen, welche die entsprechende Reflexausprägung zum Ergebnis hatten.



4.4.5.7 Kopflage

Insbesondere im letzten Drittel der Untersuchungsdauer ist ein Anstieg der mittleren Punktzahl zu verzeichnen. Bei 7 von 22 Patienten (31,81%) ist zum Ende der Untersuchungsphase eine Punktzahl von 2 vergeben worden. Nur bei 4 Pinguinen (18,18%) wurden vor Antagonisierung noch 0 Punkte vergeben.

Abbildung 26: Zeitlicher Verlauf der mittleren Punktzahl der Variable Kopflage über die Beobachtungstermine.

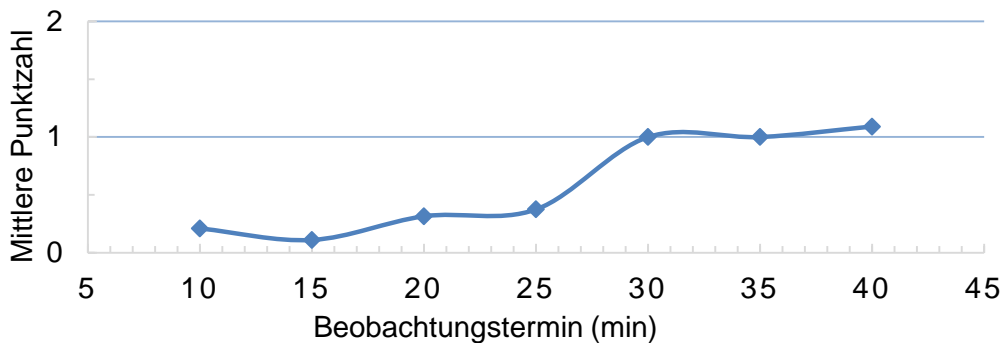
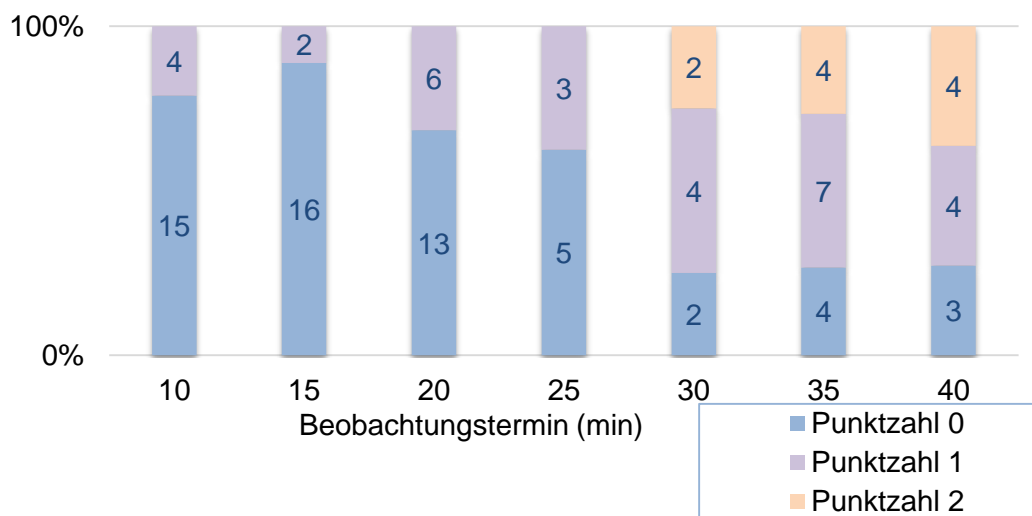


Abbildung 27: Absolute und relative Häufigkeitsverteilung der vergebenen Punktzahlen der Variable Kopflage zu den Beobachtungsterminen. Die Ziffern innerhalb der Diagrammbalken bezeichnen die Anzahl (n) der Messungen, welche die entsprechende Reflexausprägung zum Ergebnis hatten.



4.4.5.8 Nackentonus

Mit fortschreitender Dauer der Anästhesie ist eine Zunahme der Patienten, die einen Nackentonus aufwiesen, ersichtlich. So wiesen sämtliche zum Beobachtungstermin 40 min erfassten Pinguine ($n=11$) einen Nackentonus auf (Abb. 29). Zu beachten ist aber, dass bei dem einzigen Pinguin (Nr. 11), der über diesen Messzeitpunkt hinaus keinen Nackentonus zeigte, in diesem Zeitintervall (Minute 38 – 42) keine Reflexprüfung stattfand und die darauffolgenden Beobachtungstermine nicht in die

statistische Auswertung mit einfließen. Bei diesem Tier fand eine Nachdosierung in Minute 20 statt.

Abbildung 28: Zeitlicher Verlauf der mittleren Punktzahl der Variable Nackentonus über die Beobachtungstermine.

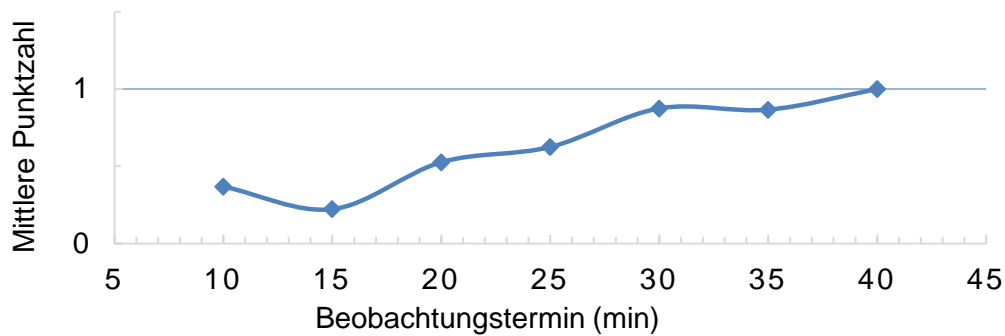
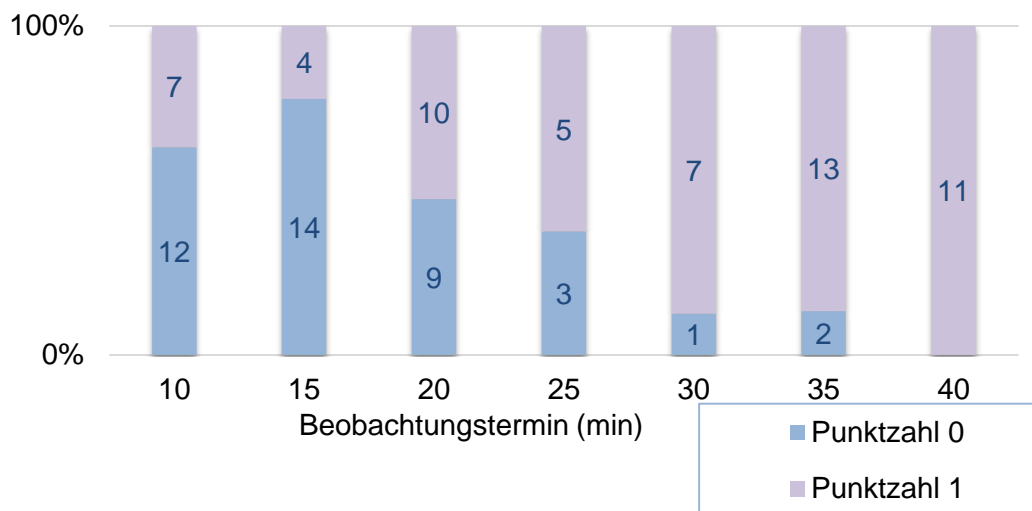


Abbildung 29: Absolute und relative Häufigkeitsverteilung der vergebenen Punktzahlen der Variable Nackentonus zu den Beobachtungsterminen. Die Ziffern innerhalb der Diagrammbalken bezeichnen die Anzahl (n) der Messungen, welche die entsprechende Reflexausprägung zum Ergebnis hatten.



4.4.5.9 Beintonus

Die mittlere Punktzahl über die Beobachtungstermine zeigt einen Anstieg des Beintonus' ab etwa der Hälfte der Untersuchungsphase. Bei 7 Patienten (31,82%)

wurde gegen Ende der Anästhesiedauer die Reflexausprägung mit 2 Punkten bewertet, nur bei 1 Patient mit den maximal möglichen 3 Punkten.

Abbildung 30: Zeitlicher Verlauf der mittleren Punktzahl der Variable Beintonus über die Beobachtungstermine.

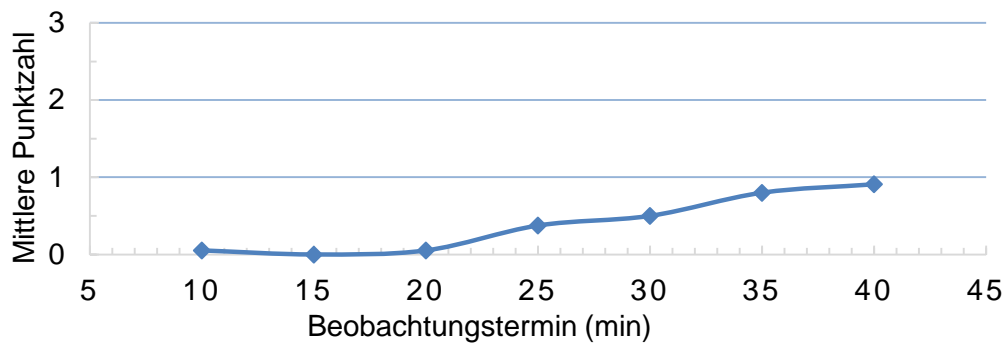
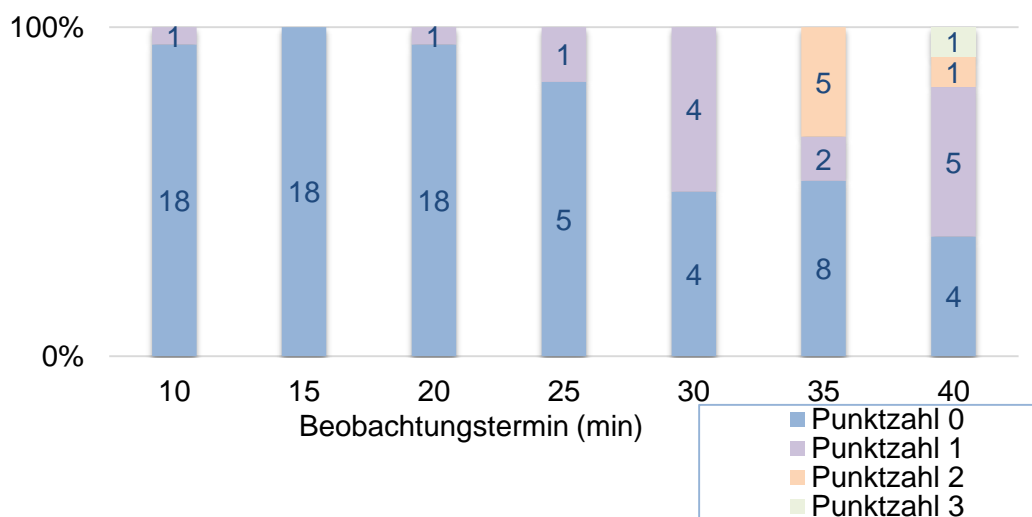


Abbildung 31: Absolute und relative Häufigkeitsverteilung der vergebenen Punktzahlen der Variable Beintonus zu den Beobachtungsterminen. Die Ziffern innerhalb der Diagrammbalken bezeichnen die Anzahl (n) der Messungen, welche die entsprechende Reflexausprägung zum Ergebnis hatten.



4.4.5.10 Pectoralisreflex

Der Pectoralisreflex war nur bei 4 von 22 Patienten (18,18%) am Ende der Anästhesiedauer auslösbar sowie während der Einleitungsphase bei Tier Nr. 6, bevor eine Nachdosierung der Anästhetika verabreicht wurde. Er wurde jeweils mit 1 Punkt bewertet.

Abbildung 32: Zeitlicher Verlauf der mittleren Punktzahl der Variable Pectoralisreflex über die Beobachtungstermine.

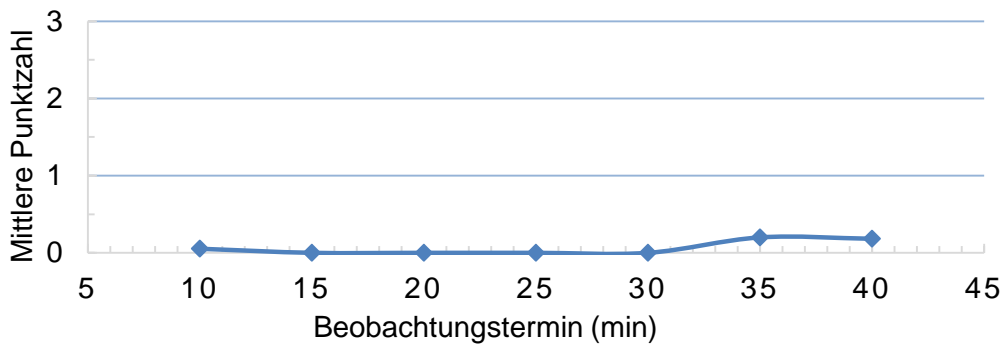
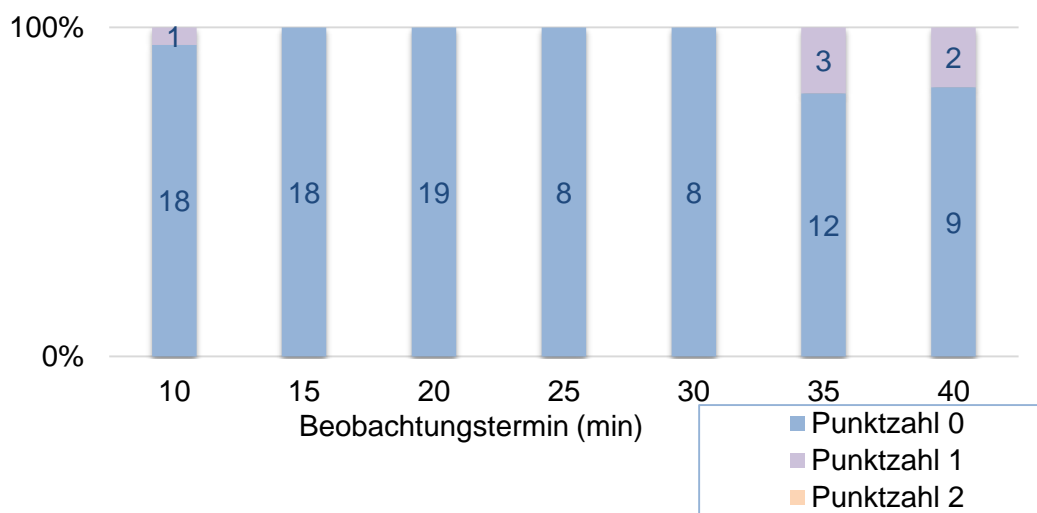


Abbildung 33: Absolute und relative Häufigkeitsverteilung der vergebenen Punktzahlen der Variable Pectoralisreflex zu den Beobachtungsterminen. Die Ziffern innerhalb der Diagrammbalken bezeichnen die Anzahl (n) der Messungen, welche die entsprechende Reflexausprägung zum Ergebnis hatten.



4.4.5.11 Propatagiumreflex

Der Propatagiumreflex war bei keinem Patienten während der Untersuchungsphase auslösbar und wurde somit immer mit 0 Punkten bewertet.

4.4.5.12 Interphalangealreflex

Der Interphalangealreflex war bei 2 von 22 Patienten (9,09%) zum Ende der Anästhesiedauer auslösbar und wurde mit 1 bzw. 2 Punkten bewertet.

Abbildung 34: Zeitlicher Verlauf der mittleren Punktzahl der Variable Interphalangealreflex über die Beobachtungstermine.

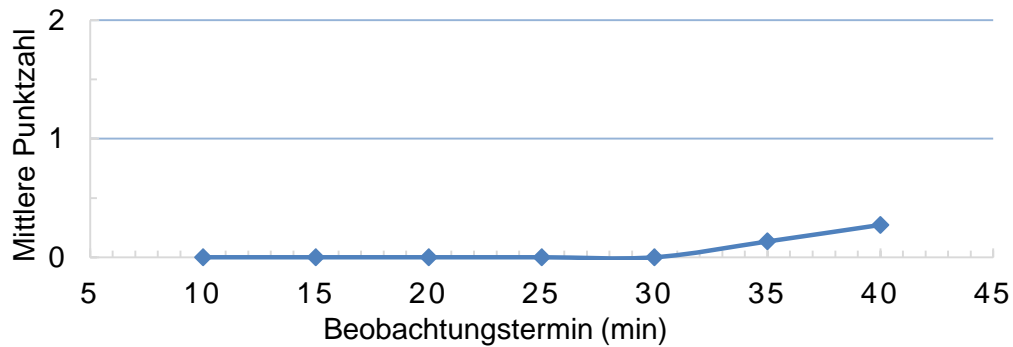
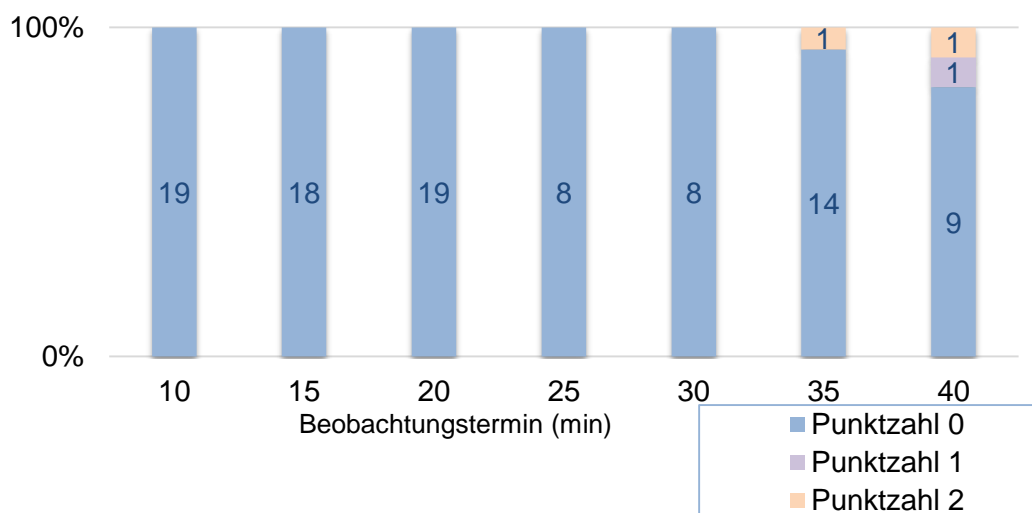


Abbildung 35: Absolute und relative Häufigkeitsverteilung der vergebenen Punktzahlen der Variable Interphalangealreflex zu den Beobachtungsterminen. Die Ziffern innerhalb der Diagrammbalken bezeichnen die Anzahl (n) der Messungen, welche die entsprechende Reflexausprägung zum Ergebnis hatten.



4.4.5.13 Kloakalreflex

Der Kloakalreflex war bei insgesamt 6 von 22 Patienten (27,27%) auslösbar. Bei 5 Tieren am Ende der Anästhesiedauer, bei 1 Tier bereits in einer früheren Phase. Die vergebenen Punktzahlen reichten dabei von 1 – 2 Punkten.

Abbildung 36: Zeitlicher Verlauf der mittleren Punktzahl der Variable Kloakalreflex über die Beobachtungstermine.

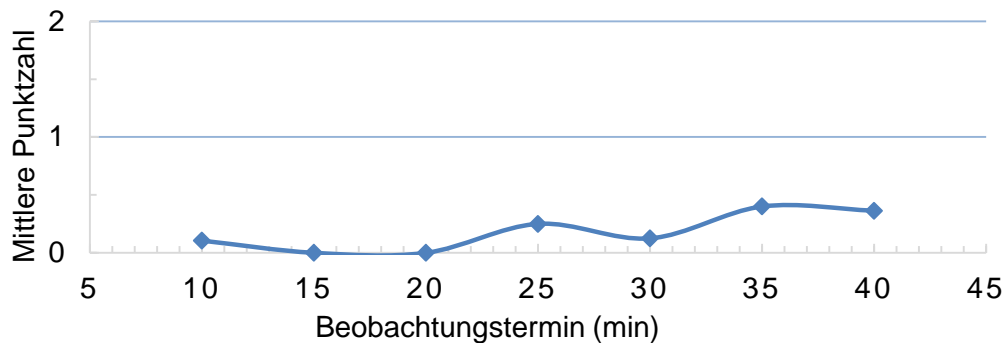
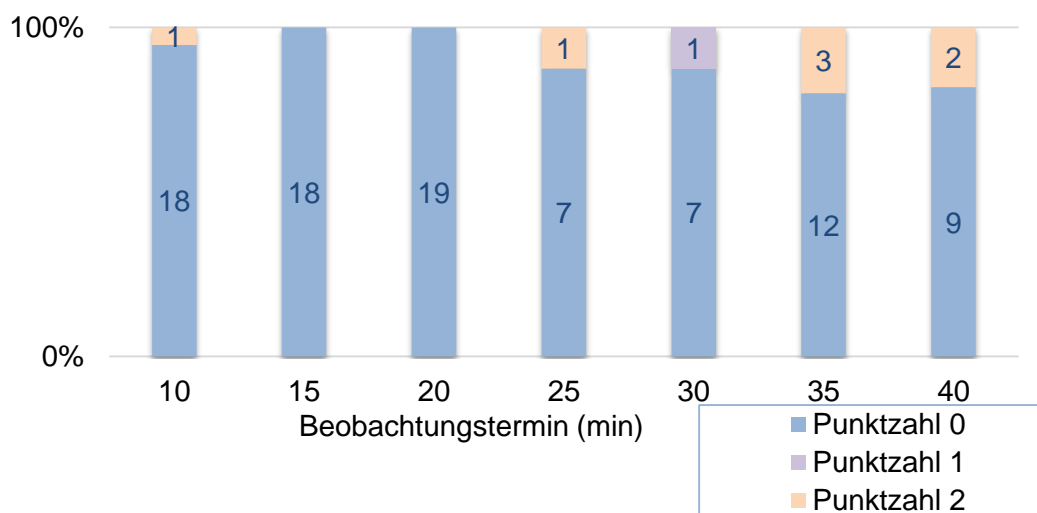


Abbildung 37: Absolute und relative Häufigkeitsverteilung der vergebenen Punktzahlen der Variable Kloakalreflex zu den Beobachtungsterminen. Die Ziffern innerhalb der Diagrammbalken bezeichnen die Anzahl (n) der Messungen, welche die entsprechende Reflexausprägung zum Ergebnis hatten.



4.4.5.14 Intubation

Bei 9 von 15 untersuchten Patienten (60%) wäre die Intubationsfähigkeit ohne Abwehrreaktionen im Anfangsstadium der Anästhesie gegeben gewesen, wobei diese nur durch Stimulation der Glottis und oberen Trachea mittels Wattestiel tupfer simuliert wurde. Die restlichen Tiere zeigten Abwehrreaktionen wie Husten oder Kopfschütteln.

4.4.5.15 Explorative Analyse

Die Ergebnisse der explorativen Analyse der Reflexausprägung im Verlauf des Messzeitraums sind in Tab. 18 wiedergegeben. Für die Variablen Kopflage, Nackentonus und Beintonus ergab sich sowohl als Ergebnis der einfaktoriellen Varianzanalyse als auch des exakten Kruskal-Wallis-Tests übereinstimmend eine hoch signifikante Zunahme ($p < 0,0001$ und $p < 0,0001$) im Verlauf des Beobachtungszeitraums 10 – 40 min.

Eine Analyse der Palpebral- und Propatagiumreflexe konnte nicht erfolgen, da diese bei allen Patienten zu keiner Zeit auslösbar waren.

Tabelle 18: *Ergebnisse der explorativen Analyse der Ergebnisse der Reflexmessung (einfaktorielle Varianzanalyse mit Messwiederholungen im Faktor Zeit, Schätzung der Modellparameter auf der Basis der Maximum-Likelihood-Methode; exakter Kruskal-Wallis-Test). Statistisch signifikante p-Werte sind hervorgehoben.*

Reflex	Einfaktorielle Varianzanalyse	Exakter Kruskal-Wallis-Test
Lidschluss	$p=0,0613$	$p=0,6011$
Pupillenöffnung	$p=0,8911$	$p=0,8782$
Pupillenreflex	$p=0,1148$	$p=0,3900$
Kornealreflex	$p=0,4553$	$p=0,8872$
Kopflage	$p < 0,0001$	$p < 0,0001$
Nackentonus	$p < 0,0001$	$p < 0,0001$
Beintonus	$p < 0,0001$	$p < 0,0001$
Pectoralisreflex	$p=0,0218$	$p=0,0739$
Interphalangealreflex	$p=0,0730$	$p=0,0673$
Kloakalreflex	$p=0,0482$	$p=0,1954$
Gesamtpunktzahl	$p < 0,0001$	nicht durchgeführt

5 Diskussion

5.1 Methodische Aspekte

5.1.1 Umstände der Untersuchung

Die Möglichkeit der Durchführung der dieser Dissertation zugrundeliegenden Untersuchungen mit dem Ziel der Evaluation einer Injektionsanästhesie für Humboldtpinguine wurde opportunistisch wahrgenommen. Die klinische Untersuchung der Studienpopulation erforderte eine Immobilisation, was die Erprobung und Bewertung des Anästhesieprotokolls in einem realistischen Umfeld zuließ. Jedoch war eine geringere Standardisierung zeitlicher Abläufe unausweichlich, da die Diagnostik das primäre Vorhaben darstellte und deren Verlauf nicht exakt vorhersagbar war. Zudem handelte es sich bei den Patienten um eine inhomogene Gruppe mit teilweise umfangreichen pathologischen Befunden, deren potentieller Einfluss auf anästhesierelevante Parameter nicht ausgeschlossen werden konnte. Demgegenüber fanden sämtliche Untersuchungen innerhalb eines kurzen Zeitraums, unter denselben Bedingungen und stets durch dieselben Untersucher statt.

5.1.2 Wahl und Dosierung der Anästhetika

Über die Anwendung der Anästhetika in der untersuchten Kombination existieren für Humboldtpinguine bislang keine veröffentlichten Daten. Bezüglich der Einzelwirkstoffe Medetomidin, Ketamin und Butorphanol finden sich ebenfalls wenige Veröffentlichungen, die sich zudem auf unterschiedliche Pinguinarten beziehen. So wurde 0,025 mg/kg KM Medetomidin in Kombination mit 0,38 mg/kg KM Diazepam i. m. bei einem Königspinguin zur Prämedikation einer Allgemeinanästhesie mit Propofol verwendet, was eine deutliche Sedation bewirkte (Bigby et al., 2016). Ketamin allein führte in einer Dosis von 5 mg/kg KM i. m. bei freilebenden Humboldtpinguinen ebenfalls zur Sedation, jedoch nicht zur Anästhesie. Höhere Dosierungen führten zu Rigidität der Muskulatur und verstärkter Salivation, herabgesetzter Wahrnehmung und langer Erholungszeit (Luna-Jorquera et al., 1996). Bei freilebenden Brillenpinguinen bewirkten Dosierungen von 5 – 10 mg/kg KM Ketamin eine bis zu 25-minütige Anästhesie mit Erholungszeiten bis zu 80 min (Wilson und Wilson, 1989). Die empirische Anwendung von 1 mg/kg KM Butorphanol i. m. findet lediglich einmal Erwähnung und diente als Prämedikation vor einer Inhalationsnarkose (Bradford et al., 2008). Über die Wirkung wird jedoch keine Angabe gemacht. Abgesehen von

einzelnen Publikationen mussten somit andere Vogelspezies betreffende Dosierungen herangezogen werden, die jedoch eine sehr weite Spanne aufweisen und zumeist über der hier verwendeten oder vergleichbaren Säugetieranästhesien liegen. Übersichten finden sich beispielsweise bei Coles (2007a) und Hawkins et al. (2014). Von einer guten Allgemeinanästhesie, allerdings unter Verwendung deutlich höherer Dosierungen von Ketamin (100 mg/kg KM) und Medetomidin (0,2 mg/kg KM), aber niedrigerer Dosis Butorphanol (0,2 mg/kg KM), wurde beispielsweise bei Haustauben berichtet (Atalan et al., 2002). Die erfolgreiche Narkose eines Emus mit 0,073 mg/kg KM Medetomidin, 6,6 mg/kg KM Ketamin und 0,7 mg/kg KM Butorphanol i. m. findet ebenfalls Erwähnung (Langan et al., 2000). Kombination und Dosierung der Anästhetika wurden daher vorrangig basierend auf wenigen empirischen Anwendungen durch spezialisierte Tierärzte getroffen, die von einer subjektiv guten Wirkung bei Pinguinen sowie Pelikanen berichteten (Baumgartner, 2012; Kempf, 2012). Diese Erfahrungswerte waren auch ausschlaggebend für die Entscheidung zur Verwendung und Untersuchung der Wirkstoffkombination. Eine Veränderung der Dosis im Verlauf der Studie wurde aufgrund der für das Vorhaben ausreichenden Anästhesiewirkung und um die Studienpopulation von nur 22 Tieren nicht zu fragmentieren, nicht vorgenommen. Lediglich bei 1 weiblichen (Nr. 6) und 1 männlichen Tier (Nr. 11) mit mittlerem KM (3,68 und 3,9 kg) mussten 50% der Initialdosis zusätzlich verabreicht werden, um eine angemessene Anästhesietiefe zu erreichen. Bei beiden Patienten wurde der präanästhetische Erregungszustand, wie auch bei 6 weiteren Tieren als „mittelgradig erregt“ bewertet. Spezifische Einflüsse, welche die Narkoseinduktion in diesen beiden Fällen beeinflusst haben könnten, konnten nicht identifiziert werden. Die Tatsache, dass beide Pinguine am späteren Nachmittag desselben Tages direkt nacheinander anästhesiert wurden, legt einen überzufälligen Zusammenhang jedoch zumindest nahe. So kann beispielsweise eine zu oberflächliche Injektion in die Fettschicht anstelle der Muskulatur zu einer langsameren Absorption oder ungenügenden Wirkung der Anästhetika führen (Fowler, 1995). Bei den nachfolgenden Injektionen wurde dementsprechend verstärkt auf eine korrekte Technik geachtet.

Als vorteilhaft erwies sich das geringe Injektionsvolumen von 0,15 ml/kg KM der kombinierten Anästhetika in der Mischspritze, welches eine zügige und sichere Applikation in die Brustmuskulatur zuließ. Dies erforderte nur eine kurze Fixierung der Tiere. Da das KM von Humboldtpinguinen saisonal variiert, ist das Wiegen der Tiere

vor jeder Arzneimittelapplikation empfehlenswert (AZA Penguin TAG, 2014). Durch die Möglichkeit exakter präanästhetischer Körpermassebestimmung der Vögel konnten die Volumina genau berechnet und Ungenauigkeiten vermieden werden.

5.1.3 Präanästhetische Belastung der Humboldtpinguine

Die Tiere wurden am Morgen des jeweiligen Untersuchungstags vom Ort der Tierhaltung zum Untersuchungsort transportiert. Dies beinhaltete das Einfangen, Festhalten, Umsetzen in Transportkisten sowie eine mehrstündige Autofahrt. Somit ist von einer Belastung der Pinguine durch erhöhten Stress auszugehen, welcher die sedative Wirkung von Medetomidin durch Katecholaminfreisetzung potentiell abschwächen kann. Diese interferiert mit der Verminderung exzitatorischer Neurotransmitter durch α_2 -adrenerge Agonisten (Sinclair, 2003). Um dem entgegenzuwirken, wurde mit der Untersuchung frühestens 30 min nach Ankunft begonnen. Auf diese kurze Beruhigungsphase in einer leisen und abgedunkelten Umgebung folgte jedoch die für die Injektion der Anästhetika notwendige Fixierung der Tiere, was als neuerliche Stresssituation zu werten ist. Die Humboldtpinguine waren keinen menschlichen Kontakt gewohnt, der über Fütterung und Reinigungsmaßnahmen der Gehege durch Tierpfleger sowie die Anwesenheit der Zoobesucher hinausging. Insbesondere manuelle Fixierungsmaßnahmen werden somit durch die Tiere, trotz der Gewöhnung an den Menschen, als Bedrohung wahrgenommen und können Abwehr- und Fluchtverhalten zur Folge haben. Jedoch gelten Pinguine als recht robuste Vögel, die mit Fixierung einhergehende Maßnahmen im Allgemeinen gut tolerieren (AZA Penguin TAG, 2014; Bodley und Schmitt, 2014). So wurde der Erregungszustand bei der überwiegenden Mehrheit der Pinguine (13 von 22) als „geringgradig“, bei 7 Tieren als „mittelgradig“ und nur bei 2 Pinguinen als „hochgradig“ bewertet. Spezielle äußere Einflüsse, welche zu erhöhter Aufregung bei diesen beiden Vögeln geführt haben könnten, konnten jedoch nicht identifiziert werden.

5.1.4 Gesundheitszustand der Patienten

Der Gesundheitszustand der Humboldtpinguine konnte präanästhetisch nur durch die Anamnese und Adspektion unmittelbar vor Untersuchungsbeginn eingeschätzt werden. Aufgrund der erwarteten, erhöhten Prävalenz aviärer Mykobakteriose in den Beständen musste jedoch zumindest mit erkrankten Tieren gerechnet werden, deren

Gesundheitszustand ein potentiell erhöhtes Narkoserisiko dargestellt haben könnte. Da der primäre Zweck der Untersuchung die Bestandsdiagnostik darstellte, handelte es sich hierbei um ein notwendigerweise einzugehendes Risiko. Mehrere Humboldtpinguine wiesen schwerwiegende Befunde auf (insbesondere die Patienten Nr. 12, Nr. 13, Nr. 18, Nr. 20), die für Infektionen mit Mykobakterien sprachen. Diese wurden durch mikrobiologische Untersuchung bestätigt. Die Mykobakteriose bei Pinguinen wurde bislang nur selten in der Literatur beschrieben und ging bei einem Brillenpinguin mit Anorexie und Abmagerung, bei Zwergpinguinen vorwiegend mit respiratorischen Symptomen einher. Die Erkrankung war zudem mit einer hohen Mortalität verbunden. (Krause et al., 2015; Napier et al., 2009). Sie manifestierte sich bei den Pinguinen dieser Studie insbesondere in der Lunge und Leber und war durch teilweise umfangreiche granulomatöse Entzündung mit Verlust der physiologischen Organstruktur verbunden. Während die Mykobakteriose bei Vögeln typischerweise zu chronischem Gewichtsverlust, Lethargie und Schwäche führt (Napier, 2009), zeigte von den Pinguinen dieser Studie trotz teils fortgeschrittener Erkrankung nur Tier Nr. 13 eine mittelgradige Dyspnoe sowie einen als „schlecht“ beurteilten Ernährungszustand. Außerdem wurden gastrointestinale Fremdkörpererkrankungen unterschiedlichen Ausmaßes diagnostiziert. Diese sind bei Pinguinen gut bekannt und können mit hoher Morbidität und Mortalität verbunden sein (Wallace, 2014). Nach den Erfahrungen dieser Studie können bei Pinguinen jedoch Fremdkörper vorliegen, ohne dass diese zu intensiver klinischer Symptomatik oder zum Tod führen, vermutlich sofern die gastrointestinale Funktion erhalten bleibt (Nr. 6, Nr. 10, Nr. 18). Auffälligkeiten hinsichtlich der Dauer der Einleitungs-, Untersuchungs- oder Erholungsphase sowie physiologischer Parameter und Reflexe wurden nicht festgestellt, so dass sich das Anästhesieprotokoll zumindest bei den Patienten dieser Untersuchung als sicher erwiesen hat.

Die Ursache der Ventrikelruptur bei Pinguin Nr. 9, welche zum plötzlichen Tod während der Erholungsphase geführt hat, konnte nicht eruiert werden. Dieser Pinguin zeigte allerdings eine auffällige Reduktion der HF während der Untersuchungsphase. Eine rasche Veränderung der Kreislagsituation nach Antagonisierung könnte die Ruptur durch zusätzliche Belastung des Herzmuskels begünstigt haben. Von Tauben ist bekannt, dass es unmittelbar nach Antagonisierung mit Atipamezol zu einer starken Erhöhung der Herzfrequenz kommt (Atalan et al., 2002). Da diese nach der Antagonisierung jedoch nicht weiter gemessen wurde, bleibt diese Möglichkeit

spekulativ. Eine (fokale) Vorschädigung des Myokards, welche die Ruptur begünstigt haben könnte, konnte auch histologisch nicht nachgewiesen werden. Abgesehen von 2 glatten Kieselsteinen im Magen wurden bei diesem Pinguin keine weiteren Auffälligkeiten festgestellt. Eine entzündliche Veränderung der Magenschleimhaut lag nicht vor.

Erhöhte Serumaktivitäten von CK und LDH bei mehreren Pinguinen sind vermutlich als Folge der Gewebetraumatisierung während der Blutentnahme sowie erhöhter Muskularbeit im Rahmen von Fang, Transport und Fixierung der Tiere zu werten (Harr, 2005).

5.2 Diskussion der Ergebnisse

Für die Diskussion der Ergebnisse werden wegen des Fehlens entsprechender Daten für Pinguine im Folgenden mehrfach vergleichbare Untersuchungen anderer Vogelspezies herangezogen. Der Vergleich von Studien, welche an unterschiedlichen Spezies und mit verschiedenen Wirkstoffen und/oder Dosierungen durchgeführt wurden, ist jedoch grundsätzlich kritisch zu sehen. Die Vogelarten liegen phylogenetisch zum Teil sehr weit auseinander und die Pharmakokinetik von Wirkstoffen kann bereits bei nah verwandten Arten große interspezifische Unterschiede aufweisen (Paul-Murphy und Fialkowski, 2001).

5.2.1 Einleitungsphase

Als Einleitungsphase wurde die Zeitspanne von der Injektion der Anästhetika bis zum Umlagern des Patienten auf den Untersuchungstisch bezeichnet. Jedoch wurde frühestens nach 5 min die erste Manipulation (Ansprechen, Berührung, Hochheben) des Patienten vorgenommen; bei noch bestehenden Reaktionen wurde nach weiteren 5 min ein erneuter Versuch unternommen. Die Intervalle wurden bewusst eingehalten, um die Entfaltung der Anästhesiewirkung nicht durch zu häufige Störung des Patienten zu beeinträchtigen. Somit ist jedoch die Länge der Einleitungsphase nicht zwangsläufig mit der tatsächlichen Dauer bis zum Erreichen einer ausreichenden Anästhesietiefe gleichzusetzen; diese könnte bereits vor der Überprüfung erreicht worden sein.

Die ermittelte mittlere Induktionszeit von $10,7 \pm 4,3$ min bis zur ausreichenden Anästhesietiefe ist etwas länger als die von Luna-Jorquera et al. (1996) angegebene Dauer von 5 – 10 min bis zum angestrebten sedativen Effekt bei freilebenden Humboldtpinguinen nach Gabe von ausschließlich 5 mg/kg KM Ketamin. Bei diesen Vögeln wurde allerdings ausdrücklich keine Anästhesie, sondern nur eine Sedation angestrebt und erreicht. Der Zustand der Tiere wird als entspannt und ohne Abwehrreaktionen beschrieben. In der hier vorliegenden Studie wurden initiale Effekte bereits durchschnittlich 2,0 min nach Injektion beobachtet, in Sternallage befanden sich die Vögel nach durchschnittlich 2,3 min (maximal 7 min). Dies spricht für eine schnellere Induktion in Kombination mit Medetomidin. Wie bereits oben beschrieben, könnte der tatsächliche Zeitpunkt des Erreichens einer ausreichenden Sedation methodisch bedingt zudem bereits wenige Minuten vor dem ermittelten Zeitpunkt liegen. Weiterhin ist bei den Pinguinen dieser Studie von einem höheren Erregungszustand auszugehen, da die im Freiland sedierten Tiere mittels Injektionsstab in ihren Nestern injiziert und hierfür nicht fixiert wurden. Somit liegt vermutlich eine geringere bzw. kürzere Stressbelastung und entsprechend geringere Corticosteron- bzw. Katecholaminausschüttung vor, wobei der Einfluss des Brutgeschäfts auf den Corticosteronspiegel im Plasma sowie die allgemeine Wachsamkeit der Tiere spekulativ bleibt. Die Induktionszeit bei Ketaminanästhesien anderer Vogelspezies wird auch von anderen Autoren mit 5 – 10 min angegeben (Paul-Murphy und Fialkowski, 2001). Bei Kombination mit Medetomidin wurden Induktionszeiten von $4,29 \pm 2,4$ min bei Sakerfalken (Molero et al., 2007), nach vorangegangener Prämedikation mit Medetomidin und Butorphanol etwa 5 min bei Haustauben (Atalan et al., 2002) und in Kombination mit Xylazin $3,2 \pm 1,3$ min bei Helmpferlhühnern (Ajadi et al., 2009) ermittelt. Auch Coles (2007a) gibt die Induktionszeit bei Ketamin-Medetomidin-Anästhesie mit 3 – 5 min an.

Corticosteron wird allgemein als das wichtigste Glucocorticoid im Zusammenhang mit der Stressantwort bei Vögeln angesehen (Cockrem et al., 2009). Auch bei verschiedenen Pinguinarten wurden Untersuchungen zu Corticosteron durchgeführt (Cockrem et al., 2009; Holberton et al., 1996; Otsuka et al., 1998; Walker et al., 2015). Holberton et al. (1996) konnten bei freilebenden Esels- und Königspinguinen über einen Zeitraum von 30 min nach dem Fang den kontinuierlichen Anstieg von Corticosteron messen. Otsuka et al. (1998) haben von Mai bis September 1994 mehrfach den Corticosteronspiegel im Plasma in menschlicher Obhut lebender

Humboldtpinguine gemessen, welcher in diesem Zeitraum deutlichen Schwankungen unterlag. Somit liegen zumindest Vergleichs-, wenn auch keine Referenzwerte vor. Die Ergebnisse der genannten Studien zeigen, dass einmalig gemessene Werte stets eine Momentaufnahme darstellen, die Werte jedoch im größeren Zusammenhang beurteilt werden sollten. Im Rahmen der vorliegenden Studie wurde der Corticosteronspiegel im Plasma daher nicht bestimmt. Bei zukünftigen Studien könnte jedoch versucht werden, durch die Messung von Corticosteron und/oder Katecholaminen interindividuelle Unterschiede aufzuzeigen und zum subjektiv beurteilten Erregungszustand bzw. der Induktionszeit oder Anästhesietiefe in Bezug zu setzen. Der Einfluss des präanästhetischen Erregungszustands der Patienten auf Dauer und Verlauf der Einleitungsphase ist somit nur ungenügend auswertbar. So war die mittlere Dauer bis zum ersten sichtbaren Wirkungseintritt bei den als „geringgradig“ und „mittelgradig erregt“ beurteilten Pinguinen mit $2,0 \pm 0,6$ respektive $2,0 \pm 1,7$ min sehr ähnlich. Auch die Dauer bis zur Manipulation ohne Abwehrreaktionen von $9,0 \pm 1,8$ respektive 10 ± 0 min unterschied sich kaum – jedoch nur, sofern die beiden als „mittelgradig erregt“ bewerteten Patienten, bei denen eine Nachdosierung erforderlich war, exkludiert werden. Mit 28,6% (2 von 7 Tieren) stellen sie aber einen nicht zu vernachlässigenden Anteil der Gruppe dar, so dass der erhöhte Erregungszustand als mögliche Ursache für den höheren Bedarf an Anästhetika zumindest in Betracht gezogen werden muss. Bei beiden Patienten war die Dauer bis zum Eintritt erster sichtbarer Wirkungen wie Taumeln und Orientierungslosigkeit mit 2 – 3 min jedoch nicht verlängert. Somit muss festgestellt werden, dass diese Anzeichen nicht immer eine verlässliche Prognose über den weiteren Verlauf der Einleitungsphase bzw. die zu erwartende Anästhesietiefe zulassen.

Da lediglich 2 Tiere einen als „hochgradig“ bewerteten Erregungszustand aufwiesen, ist ein Vergleich mit dieser Gruppe nur unter Vorbehalt möglich. Jedoch war bei einem dieser Vögel die Dauer bis zum ersten sichtbaren Wirkungseintritt mit 7 min am längsten von allen Patienten. Die Manipulation ohne Abwehrreaktionen war erst nach 20 min möglich und ist damit unter den 20 Patienten, bei denen keine Nachdosierung erforderlich war, ebenfalls am längsten.

5.2.2 Untersuchungsphase

Als Untersuchungsphase wurde die Zeitspanne vom Ende der Einleitungsphase (Umlagern des Patienten auf den Untersuchungstisch) bis zur Injektion des Antagonisten definiert. Die wichtigste Einschränkung hinsichtlich standardisierter Studienbedingungen ergab sich aus der unterschiedlichen Dauer der diagnostischen Maßnahmen. Somit konnte die Antagonisierung nicht zu einem vorher definierten Zeitpunkt vorgenommen werden, sondern erfolgte in Anpassung an die Gegebenheiten sowie die Anästhesietiefe. Zudem hatte das Handling der Patienten im Rahmen der Diagnostik (Hochheben, Tragen, Lagerung für Computertomographie/Röntgen) teilweise einen negativen Einfluss auf die Anästhesietiefe. Der Muskeltonus nahm hierdurch oftmals zu. Jedoch konnte das Anästhesieprotokoll auf diese Art unter realen Untersuchungsbedingungen bewertet werden.

5.2.2.1 Herzfrequenz und Herzrhythmus

Da die HF der Patienten in Ruhe und vor Anästhesie sowie nach Injektion des Antagonisten nicht gemessen werden konnte, kann deren Verlauf lediglich während der Untersuchungsphase beurteilt werden. Sowohl Medetomidin als auch Butorphanol können bei Vögeln zu einer Bradykardie führen und somit zur signifikanten ($p=0,0073$) Reduktion der HF im Laufe der Untersuchungsphase beigetragen haben (Atalan et al., 2002; Curro et al., 1994; Edling, 2005a; Langan et al., 2000; Lierz und Korbel, 2012).

Die mittlere HF der Studientiere lag mit durchschnittlich 112,55 Schlägen/min ($n=20$) zu Beginn und 101,65 Schlägen/min ($n=17$) gegen Ende der Untersuchungsphase zwar unterhalb der von Butler und Woakes (1984) publizierten Ruhefrequenz wacher Humboldtpinguine von 121 ± 5 Schlägen/min, jedoch innerhalb der von Stoskopf und Kennedy-Stoskopf (1986) angegebenen Referenzwerte von 85 – 120 Schlägen/min. Insgesamt dürfte somit die Reduktion der HF trotz Signifikanz als allenfalls moderat einzustufen sein.

Jedoch wurde bei 2 Tieren (Nr. 4 und 15) eine überwiegend niedrige HF zwischen 54 und 75 Schlägen/min gemessen, oder aber eine deutlichere Reduktion der HF im Verlauf der Untersuchungsphase beobachtet (Nr. 9 und 10). Ähnlich niedrige Werte wurden im Rahmen physiologischer Studien bei forcierten Tauchgängen von mehr als 60 Sekunden Länge ermittelt und als Teil einer kardiovaskulären Anpassung („dive response“) mit dem Ziel der effizienten Nutzung von Sauerstoffreserven und

Verhinderung von Asphyxie angesehen (Butler und Woakes, 1984; Davis et al., 2004). Allerdings wiesen die übrigen physiologischen Parameter (AF, SpO₂, KT) der oben erwähnten Pinguine keine Auffälligkeiten auf. Lediglich bei Tier Nr. 10 kam es zum vorübergehenden Absinken der SpO₂ auf 84% im Anschluss an die Computertomographie (im Vergleich zu 96% davor), bei gleichbleibender AF von 9 – 12 AZ/min. Dies könnte der Unterbrechung der Sauerstoffsupplementierung während des 8-minütigen Zeitraums geschuldet sein (Fahlman, 2014). Messungenauigkeiten oder -artefakte können jedoch ebenfalls nicht ausgeschlossen werden. Zudem traten elektrokardiographische Auffälligkeiten wie AV-Block 2. Grades und negative T-Wellen auf, die unter anderem Ausdruck einer Hypoxie des Myokards sein können (Strunk und Wilson, 2003). AV-Blocks 2. Grades Mobitz Typ 1 werden bei Vögeln mit gewisser Regelmäßigkeit während Anästhesien beobachtet, haben vermutlich jedoch keine klinische Relevanz. Auch bei gesunden Individuen verschiedener Vogelspezies wird das Auftreten als physiologisch angesehen (Fitzgerald und Beaufrière, 2016). AV-Blocks 2. Grades können jedoch auch unter Einfluss α_2 -adrenerger Agonisten, wie Medetomidin, auftreten (Edling, 2005b). Als schwerwiegender pathologischer Befund wurde bei Patient Nr. 10 ein perforierender gastrischer Fremdkörper nachgewiesen (s. Kap. 4.2.6, Abb. 11), der durch Traumatisierung kardialer und/oder umliegender Gewebe einen Einfluss auf die Herzfunktion haben könnte. Hervorzuheben ist, dass es sich um einen Zufallsbefund handelte und das Tier klinisch unauffällig war.

Vier Tiere wiesen eine HF von >130/min, 1 Pinguin bis zu 160/min auf. Dies entspricht in etwa Werten, die von Butler und Woakes (1984) bei an der Wasseroberfläche schwimmenden Pinguinen ohne erhöhte Aktivität ermittelt wurden. Eine höhere HF von 245 ± 24 /min, wie sie bei schneller Fortbewegung an Land gemessen wurden, trat hingegen nicht auf.

Für das Auftreten von Extrasystolen, wie bei den Patienten Nr. 4 und 14, müssen verschiedene Ursachen in Betracht gezogen werden, darunter Elektrolytimbalancen, Thiamindefizienz, Hypovitaminose E, Infektionserreger, Vergiftungen sowie Einfluss von Anästhetika (Fitzgerald und Beaufrière, 2016). Da die Serumelektrolyte keine Auffälligkeiten aufwiesen, wird eine Imbalance als Differentialdiagnose ausgeschlossen. Bei fischfressenden Vogelarten, die in menschlicher Obhut mit gefrorenem Fisch gefüttert werden, ist durch Supplementierung mit Vitaminpräparaten die Versorgung mit Thiamin und Vitamin E sicherzustellen (AZA Penguin TAG, 2014). Diese wurde in den Herkunftszoo in Form kommerziell erhältlicher Tabletten

vorgenommen. Zwar kann die tägliche Aufnahme durch jedes Individuum nicht immer sichergestellt werden, jedoch ist eine längerfristige Unterversorgung unwahrscheinlich. Hinweise auf Infektionen oder Intoxikationen ergaben sich bei der Untersuchung der erwähnten Pinguine nicht, können aber nicht gänzlich ausgeschlossen werden. Da α_2 -adrenerge Agonisten zu einer größeren Sensitivität des Myokards für katecholinduzierte Arrhythmien führen (Edling, 2005b; Hawkins et al., 2014), kann ein Einfluss des Medetomidins vermutet werden. Zum Vergleich könnten EKG-Ableitungen nicht-anästhesierter Pinguine herangezogen werden. Entsprechende Daten wurden jedoch bislang nicht veröffentlicht.

Da im Rahmen der Studie keine Blutdruckmessung erfolgte, kann keine Aussage über diesen Parameter getroffen werden. Die Messung mittels verschiedener Manschetten des tragbaren Patientenmonitors war nicht erfolgreich. Ein Versuch der direkten Blutdruckmessung wurde aus Tierschutzgründen nicht erwogen, denn diese birgt das Risiko von Komplikationen wie Infektionen, arterieller Thrombenbildung oder Blutungen (Mazzaferro und Wagner, 2001). Auch kann das Auffinden einer geeigneten Arterie bei kleineren Patienten schwierig sein (Gains et al., 1995). Es sollte in dieser Studie zudem vermieden werden, durch wiederholte oder längere Versuche des Legens eines entsprechenden Katheters zu viel Zeit zu verlieren.

5.2.2.2 Atmung und Sauerstoffsättigung

Zur physiologischen AF von Humboldtpinguinen im Ruhezustand wurden bislang keine Daten veröffentlicht. Nach eigenen Erfahrungen ist diese bei stehenden Humboldtpinguinen adspektorisch meist schwer zu ermitteln, da bei ruhigen, gesunden Tieren nur sehr geringe Thoraxexkursionen vorhanden sind. Bei liegenden Tieren kann die Atemtätigkeit besser zu erkennen sein, was sich mit der Beobachtung in dieser Untersuchung deckt, da die Atmung bei allen Patienten in Brustlage gut sichtbar war. Die Bestimmung der AF unmittelbar vor der Anästhesie war nicht möglich, da die Tiere sich intensiv bewegten und somit keine eindeutigen Thoraxexkursionen beobachtet werden konnten. Zu Beginn der Einleitungsphase (Minute 1 – 3) betrug die mittlere AF $14,6 \pm 4,7$ (9 – 24) und am Ende (Minute 7 – 10) $14,4 \pm 3,6$ (8 – 21) AZ/min. Die Atemzugtiefe schien sich während dieser Zeit subjektiv nicht zu verringern. Aufgrund des Erregungszustandes der Vögel wurde zu Beginn der Einleitungsphase mit einer im Vergleich zur Ruheatemfrequenz erhöhten Frequenz

gerechnet. Wie aus den Werten ersichtlich wird, kam es aber bis zum Ende der Einleitung nicht zu einer Reduktion der AF. Trotz rasch einsetzender Wirkung der Anästhetika kam es somit in dieser Phase offenbar nicht zu einer gleichzeitigen Atemdepression.

Im Laufe der Untersuchungsphase ergab sich keine statistisch signifikante Änderung der AF. Auch die subjektiv beurteilte Atemzugtiefe blieb weiterhin ähnlich. Bei Atempausen von 10 – 15 Sekunden sollte laut Ludders und Matthews (2007) eine manuelle Beatmung zur Sicherstellung der adäquaten Ventilation erfolgen. Für größere Vogelspezies werden AF von etwa 10 – 25 AZ/min als normal erachtet (Gunkel und Lafortune, 2005). Bei Patient Nr. 14 betrug die AF gegen Ende der Untersuchungsphase vorübergehend lediglich 3 AZ/min, während ansonsten kein Pinguin eine niedrigere AF als 6 AZ/min aufwies. Die kurze Phase der Atemdepression bei Patient Nr. 21, welche durch Gabe von Doxapram rasch aufgehoben wurde, ist in diesem Zusammenhang ebenfalls zu erwähnen. Unter Berücksichtigung der mittleren AF der Humboldtpinguine von $10,7 \pm 4,7$ bis $14,6 \pm 4,4$ AZ/min und ausreichender SpO₂ wurde nach sorgfältiger Abwägung keine Beatmung erwogen, auch wenn andere Autoren diese bei Wasservögeln grundsätzlich favorisieren (Mulcahy, 2007). Das Ziel dieser Studie war zudem eine Anästhesie oder tiefe Sedation, welche im Regelfall ohne Intubation auskommt. Die Möglichkeit zur assistierten Ventilation in kritischen Fällen war jedoch stets gegeben und entsprechende Ausrüstung lag bereit.

Die Messung der SpO₂ gestaltete sich teilweise schwierig. Dies lag vor allem an der Pigmentierung der Schwimmhäute, welche die einzige Anbringungsmöglichkeit für den Sensor darstellten. Zu erwägen wäre bei zukünftigen Studien die Erprobung ösophagealer oder kloakaler Reflexions-Pulsoximetriesonden (Heard, 2007). Die absoluten Messwerte sind kritisch zu betrachten; zum einen aufgrund des möglichen Einflusses der Pigmentierung der Haut, zum anderen, da Pulsoximeter nicht für aviäres Hämoglobin kalibriert sind (Mulcahy, 2007; Schmitt et al., 1998). Es zeigte sich jedoch eine statistisch signifikante Abnahme der SpO₂ während der Untersuchungsphase ($p=0,0362$), welche zumindest als Trend Beachtung finden muss (Schmitt et al., 1998). Die Atemluft der Humboldtpinguine wurde ab Beginn der Untersuchungsphase mit reinem Sauerstoff (0,5 l/min per lockerer Maske) angereichert. Von Säugetieren ist bekannt, dass dies zu einer Verbesserung der arteriellen SO₂ führt (Fahlman, 2014). Lediglich während der im Mittel $9,9 \pm 2,7$ min dauernden radiologischen Untersuchung wurde die Zufuhr unterbrochen. Möglicherweise spiegelt sich dies in der Abnahme des

mittleren letzten Messwerts vor und ersten Messwerts nach der Untersuchung von $93 \pm 6,8\%$ auf $88 \pm 6,5\%$ wieder. Bei Säugetieren kann die Unterbrechung der Sauerstoff-supplementierung rasch zu einem Abfall der arteriellen SO_2 führen. Eine kontinuierliche Sauerstoffzufuhr erscheint vor diesem Hintergrund ratsam (Fahlman, 2014). Eine SpO_2 unter 80%, welche laut Sinn (1994) als lebensbedrohlich anzusehen ist, wurde nur bei 2 Pinguinen gemessen. Während sie bei Tier Nr. 17 während der ersten 3 Messungen 99 – 100% betrug, wurden während der radiologischen Untersuchung 73 – 77% gemessen. Direkt nach Abschluss der Untersuchung betrug die SpO_2 wieder 92%. Hier muss jedoch unbedingt beachtet werden, dass während der radiologischen Untersuchungen ein anderes Pulsoximeter³⁵ verwendet wurde. Das kleinere und leichtere Gerät wurde wegen der besseren Mobilität eingesetzt sowie um eine möglichst unterbrechungsfreie Messung ohne erneute Verkabelung des im Untersuchungsraum verwendeten Patientenmonitors zu ermöglichen. Somit könnten den stark abweichenden Messwerten jedoch auch technische Unterschiede der Geräte zu Grunde liegen. Überhaupt konnten mit dem tragbaren Pulsoximeter nur bei 3 Pinguinen Messwerte generiert werden. In den übrigen Fällen erhielt das Gerät kein ausreichendes Signal. Bei zukünftigen Studien wäre dementsprechend vor Untersuchungsbeginn ein Vergleich der verwendeten Geräte sinnvoll, oder es sind nur baugleiche Geräte zu verwenden. Patient Nr. 22 wies bereits vor der radiologischen Untersuchung vergleichsweise niedrige Werte von 83 – 88% auf; der einzige Messwert danach betrug 78%. Ein möglicher Anstieg der SpO_2 nach erneuter Sauerstoffgabe konnte nicht dargestellt werden, da keine erfolgreiche Messung mehr möglich war.

Da im Rahmen dieser Untersuchung weder Kapnographie noch arterielle Blutgasanalyse durchgeführt wurden, kann über die SpO_2 hinaus keine genauere Aussage über den Ventilationsstatus der Pinguine getroffen werden. Diese wären wertvolle Ergänzungen bei zukünftigen Studien. Die Kapnographie setzt allerdings die Intubation voraus, die in dieser Untersuchung nur bei 60% der Pinguine ohne Abwehrbewegungen möglich gewesen wäre.

5.2.2.3 Körperinnentemperatur

Die mittlere KT der Pinguine blieb konstant bei durchschnittlich $39,2 - 39,5^\circ\text{C}$ und lag somit geringgradig oberhalb der publizierten physiologischen Obergrenze von

³⁵ Nellcor® NPB-40, Covidien, Mansfield, USA.

durchschnittlich 38,9°C (AZA Penguin TAG, 2014). Dies kann zum Teil an der Umgebungstemperatur von bis zu 28,3°C liegen. Jedoch wiesen Pinguine, welche am noch kühleren Morgen in Narkose gelegt wurden keine niedrigere KT auf als solche, die am Mittag oder Nachmittag narkotisiert wurden. Bei keinem Tier kam es zu einer bedrohlichen Hyperthermie, obwohl die Patienten nicht gekühlt wurden (beispielsweise mittels unter Füßen oder Flippeln platzierter Kühlpads). Dies ist ein wichtiges Ergebnis, da Pinguine aufgrund der guten Isolierung bei Zwangsmaßnahmen oder Anästhesie zu Hyperthermie neigen (Bodley und Schmitt, 2014). Die kloakale Platzierung der Temperatursonde war unproblematisch, so dass die ösophageale Platzierung, wie von Ludders und Matthews (2007) vorgeschlagen, vermutlich keine Vorteile gebracht hätte. Die Fixierung des Sensors per Klebestreifen empfiehlt sich jedoch, da dieser durch Muskelbewegungen ansonsten aus der Kloake herausgeschoben werden kann. Zudem wurde auf einen ausreichend tiefen Sitz von etwa 5 cm geachtet, um Verfälschungen der Messwerte entgegenzuwirken. Aufgrund der relativ hohen Umgebungstemperatur wäre jedoch auch bei weniger tiefem Sitz des Sensors vermutlich nur mit einer geringen Temperaturdifferenz zur ösophagealen Messung zu rechnen (Stahel und Nicol, 1982). Bei zukünftigen Studien wäre der Vergleich kloakal und ösophageal gemessener KT bei Humboldtpinguinen aber dennoch von Interesse.

5.2.2.4 Reflexaktivität, Analgesie, Muskeltonus

Als gutem Indikator der Anästhesietiefe kam der visuellen Reflexprüfung besondere Bedeutung zu (Lierz und Korbel, 2012). Die Prüfung nach dem Reflexschema mit Punktescore zur Bestimmung der Narkosetiefe bei Vögeln nach Korbel (2004) ergab eine niedrigste mittlere Punktzahl von 5,89 nach 15 min. Bei der von Korbel (2004) angestrebten chirurgischen, sicheren Anästhesietiefe sollten als einzige punktegebende Reflexe ein unvollständiger Lidschluss, leichte Pupillenreaktion sowie verzögert, aber vollständig auslösbarer Kornealreflex vorhanden sein. Dies entspräche einer Punktzahl von 3 – 4. Bei den Pinguinen dieser Studie war jedoch in fast allen Fällen die Pupillenreaktion beinahe vollständig erhalten. Auch der Kornealreflex war zumeist vollständig und ohne Verzögerung auslösbar. Ein Einfluss des zu Beginn der Untersuchungsphase aufgetragenen Augengels ist unwahrscheinlich, kann jedoch nicht gänzlich ausgeschlossen werden. Während des Auftrags selbst kam es beim

ersten Kontakt teilweise zu einem kurzen Auslösen des Kornealreflexes, die Nickhaut wurde jedoch unmittelbar wieder zurückgezogen. Unklar bleibt, ob es durch das Augengel zu einer Sensibilisierung kommen könnte. Da die Lidspalte jedoch zumeist geöffnet blieb, wurde der Schutz der Kornea vor Austrocknung als wichtig erachtet. Zu achten ist laut Korbel (2004) bei Prüfung des Kornealreflexes auch auf eine dezentrale Touchierung der Kornea im temporalen Bereich. Bei zentraler Touchierung kann es durch Auslösung des Optikofazialreflexes bei niedriger Anästhesietiefe zu falsch positiver Reflexauslösung kommen (Lierz und Korbel, 2011). Bei den Pinguinen dieser Studie wurde bewusst auf die richtige Technik bei der Prüfung des Kornealreflexes geachtet, dennoch liegt hier eine potentielle Fehlerquelle. Das Vorhandensein erhaltener Schutzreflexe könnte jedoch auch der Wirkung von Ketamin zuzuschreiben sein (Erhardt et al., 2011). Nur bei 3 von 22 Patienten (13,64%) wurde teils noch spät im Anästhesieverlauf (Minute 35 – 40) eine Wertung von nur 1 Punkt für den Kornealreflex vergeben. Jedoch korrelieren diese Messungen nicht immer mit gleichzeitig besonders geringer Gesamtpunktzahl (6 – 10, 11 bzw. 8 – 12 Punkte), was auf eine fehlerhafte Bewertung des Kornealreflexes in diesen Fällen hinweisen könnte.

Gemäß Reflexschema wurde somit bei keinem Tier das Stadium chirurgischer Toleranz erreicht, wobei zu Beginn der Untersuchungsphase bei der weitaus überwiegenden Zahl der Pinguine Hypnose, gute Muskelrelaxation und Analgesie vorhanden waren. Luna-Jorquera et al. (2006) erreichten mit der ausschließlichen Injektion von 5 mg/kg KM Ketamin bei Humboldtpinguinen lediglich eine Sedation mit herabgesetztem Fluchtverhalten. Wie bereits erwähnt, wird Ketamin als alleiniges Anästhetikum nicht empfohlen (Gunkel und Lafortune, 2005; Hawkins et al., 2014; Lierz und Korbel, 2012). Gleiches gilt zumeist auch für Medetomidin. So führte die ausschließliche Gabe von Medetomidin bei Kasuaren, Tauben und Gelbscheitelamazonen zu dosisabhängiger Sedation, jedoch nicht zu einer Allgemeinanästhesie (Sandmeier, 2000; Westcott und Reid, 2002). Daher dürfte die in der vorliegenden Untersuchung ermittelte, initial gute Muskelrelaxation auf die Kombination der Wirkstoffe zurückzuführen sein. Salivation oder Rigidität der Muskulatur, wie sie Luna-Jorquera et al. (2006) bei höheren Dosen Ketamin gesehen haben, traten auch bei den Pinguinen, welche eine zweite Dosis der Anästhetika erhielten (insgesamt 7,5 mg/kg KM Ketamin) nicht auf.

Eine deutliche Zunahme des Muskeltonus‘ war bereits ab etwa 20 min der Untersuchungsphase zu beobachten. Die Phase guter Muskelrelaxation erscheint

somit verhältnismäßig kurz. Die Anästhesie bei Haustauben mit derselben Wirkstoffkombination in höherer Dosierung wurde noch 60 min nach Induktion als tiefe Allgemeinanästhesie ohne Reflexaktivität charakterisiert (Atalan et al., 2002). Allerdings war auch der Kornealreflex erloschen, was auf eine zu tiefe Anästhesie hinweist (Korbel, 2004). Die Autoren sprechen dennoch von einer zuverlässigen Narkose mit adäquater Muskelrelaxation. Die Kombination von Ketamin mit Xylazin führte bei Helmpferlhühnern zur tiefen Sedation in Seitenlage für $56,4 \pm 5,4$ min, welche bei zusätzlicher Gabe von Midazolam noch verlängert war (Ajadi et al., 2009).

Eine geringe Zunahme der Schmerzempfindlichkeit drückte sich als erstes durch Auslösbarkeit der Kloakal- (Zunahme nach etwa 25 min) sowie Pectoralis- und Interphalangealreflexe (Zunahme nach etwa 35 min) aus und folgte der Zunahme des Muskeltonus, somit zeitlich etwas versetzt. Die vergebenen Punktzahlen liegen jedoch im Mittel noch deutlich unter 1, bei möglicher Maximalpunktzahl von 2 bzw. 3 Punkten. Alle in dieser Untersuchung verwendeten Wirkstoffe können eine unterschiedlich ausgeprägte Analgesie bewirken und sich gegenseitig beeinflussen bzw. ergänzen (Atalan et al., 2002; Heard, 2014; Machin, 2005; Redig et al., 2014). Butorphanol vermittelt seine Wirkung über κ -Opioidrezeptoren (während es als μ -Antagonist wirkt), Medetomidin über α_2 -Rezeptoren bzw. spezifische Subtypen und Ketamin über die N-Methyl-D-Aspartat-Rezeptor-vermittelte Verhinderung der Sensibilisierung nozizeptiver Wege im ZNS (Machin, 2005). Somit lassen sich die Einzelwirkungen nicht getrennt voneinander charakterisieren.

Butorphanol weist eine speziesspezifische, relativ kurze Halbwertszeit auf, die bei Vögeln vermutlich ein frequentes Nachdosieren im Abstand von etwa 2 – 3 h erfordert (Guzman et al., 2011). Angaben über die Anwendung bei Pinguinen finden sich lediglich anekdotisch (Bradford et al., 2008). Daten zur Halbwertszeit oder Effektivität der Antinozizeption speziell bei Humboldtpinguinen existieren nicht.

Die analgetische Wirkung von Medetomidin beruht auf prä- und postsynaptischen inhibitorischen Mechanismen, die zur Aktivierung von Kaliumkanälen führen und durch die folgende Hyperpolarisation des postsynaptischen Neurons eine Unterbrechung des nozizeptiven Signalwegs bewirken. Die Analgesie scheint aber nur etwa über die Hälfte der Sedation anzuhalten. Später auftretende schmerzhaft stimuli verkürzen die Dauer der Sedation, so dass zusätzliche Arten der Analgesie eingesetzt werden sollten (Sinclair, 2003). Haustauben, die mit Ketamin und Medetomidin narkotisiert

wurden, wiesen eine bessere Analgesie auf, als solche, die Ketamin und Diazepam erhielten (Lumeij und Deenik, 2003). Zur Wirkdauer sowie analgetischen Wirkung von Medetomidin bei Pinguinen existieren keine Studien.

Ketamin allein bewirkt bei Vögeln lediglich eine moderate Analgesie, die nur für kleinere Eingriffe geeignet ist (Edling, 2005a). Wie bereits zuvor erwähnt, existieren auch für diesen Wirkstoff nur sehr wenige empirische Daten über die Anwendung bei Pinguinen.

Nach Korbel (2004) soll die Prüfung der Schmerzreflexe mittels einer speziellen Kneifzange bei festgelegtem Druck erfolgen. Da dies hier nicht der Fall war, sondern mit einer chirurgischen Klemme „nach Gefühl“ zugekniffen wurde, kann ein zu geringer Druck nicht gänzlich ausgeschlossen werden. Die ausgeübte Kraft wurde jedoch vom Autor als ausreichend empfunden, um bei nichtanästhesierten Vögeln eine heftige Schmerzreaktion hervorzurufen. Die maximale Punktzahl eines Schmerzreflexes wurde während der gesamten Untersuchungsphase lediglich bei 1 Tier bei der Messung des Interphalangealreflexes vergeben. Somit ist von einer guten Analgesie für die hier vorrangig angestrebten diagnostischen Eingriffe auszugehen. Im Hinblick auf die analgetische Wirkung sollte aber bedacht werden, dass ein experimentelles Setting mit Reflexprüfungen nicht unbedingt repräsentativ für einen größeren Eingriff unter realen Bedingungen ist (Lumeij und Deenik, 2003).

5.2.3 Erholungsphase

Als Erholungsphase wurde die Zeitspanne von der Injektion des Antagonisten bis zum Ende der Beobachtung des Patienten bezeichnet. Tatsächlich stellte diese nur einen Teil der Zeit bis zur vollständigen Erholung der Patienten von der Anästhesie dar. Dies ergab sich zum einen daraus, dass die Pinguine am Ende des Untersuchungstages zurück in die jeweiligen zoologischen Gärten transportiert werden mussten und zum anderen, dass die Erholungsphase in einer reizarmen und räumlich stark eingeschränkten Umgebung stattfand. Als Folge ließ sich der tatsächliche Zeitpunkt der Rückkehr zu einem gänzlich von der Anästhesiewirkung unbeeinflussten Zustand nicht benennen und ist *per se* nur schwer definierbar. Aufgrund praktischer Erwägungen wurde die Erholungsphase über eine variable Dauer, jedoch bis zur Beobachtung des sicheren Stehvermögens über mindestens 10 min am Stück (bis auf 2 Tiere, bei denen dies aus zeitlichen Gründen wegen des bevorstehenden

Rücktransports nicht möglich war) dokumentiert. Dieses Kriterium muss hinsichtlich seiner Aussagekraft über das Nachlassen der Anästhesiewirkung selbstverständlich kritisch hinterfragt werden, da die Tiere während der Erholung, auch wenn sie bereits dazu in der Lage gewesen wären, möglicherweise lieber noch liegen als stehen wollten. Dies wurde auch durch die reizarme Umgebung gefördert. Eine intensivere Manipulation der Tiere mit dem Ziel, die Erholungsphase durch Reizeinwirkung und Anregung des Kreislaufes möglicherweise zu verkürzen, war jedoch nicht im Sinne dieser Studie.

Trotz Antagonisierung des Medetomidins mittels Atipamezol ist die Erholungszeit als relativ lang anzusehen, zumal ein Großteil der Patienten am Ende der Untersuchungsphase bereits einen erhöhten Muskeltonus aufwies. Wie von Hawkins (2014) angemerkt, kann der Vorteil der Antagonisierbarkeit bei Kombination mit anderen Wirkstoffen hinfällig sein. Jedoch wurde erwartet, dass die Wirkungen von Ketamin zur Zeit der Antagonisierung ($45,3 \pm 7,0$ min) bereits stark nachgelassen haben oder aufgehoben sein müssten. Dies entspräche den Erfahrungen von Luna-Jorquera et al. (1996), wonach die Sedation mittels 5 mg/kg KM Ketamin i. m. bei Humboldtpinguinen nach 40 – 45 min vollständig aufgehoben war. Von einer protrahierten Aufwachphase berichten die Autoren erst bei höheren Dosen Ketamin. Brillenpinguine, die mit 2 – 5 mg/kg KM Ketamin sediert wurden, zeigten nach 40 min keine Anzeichen einer Sedation mehr (Wilson und Wilson, 1989). Auch Molero et al. (2007) beschreiben bei Sakerfalken eine rasche Erholungsphase nach Ketamin-Medetomidin-Narkose und begründen diese mit der vermutlich vollständigen Verstoffwechselung von Ketamin innerhalb der 25 – 30 min bis zur Antagonisierung. In der vorliegenden Untersuchung waren die Pinguine jedoch erst durchschnittlich $50,1 \pm 34,6$ min nach Injektion des Antagonisten in der Lage oder willens, über eine längere Zeit zu stehen ($n=20$) und sicheres Laufen wurde erst nach $67,9 \pm 24,6$ min beobachtet ($n=6$). Erste Aufstehversuche erfolgten hingegen bereits nach $28,2 \pm 23,9$ min. Die breite Streuung der Werte zeigt, dass eine große individuelle Variabilität besteht. Zudem soll an dieser Stelle nochmals auf die Einschränkungen hinsichtlich der Beurteilbarkeit des Verlaufes der Erholungsphase unter den Untersuchungsbedingungen hingewiesen werden. Ein Einfluss von Butorphanol auf die Länge der Erholungsphase erscheint aufgrund der sonst geringen sedativen Wirkung und Dosis zwar unwahrscheinlich, bedürfte jedoch der genaueren Prüfung, beispielsweise durch zusätzliche Antagonisierung mit Naloxon. Hierbei wäre zu beachten, dass für die

Antagonisierung von Butorphanol aufgrund der vorwiegend über den κ -Opioidrezeptor vermittelten Wirkung zumindest bei Säugetieren höhere Dosen Naloxon notwendig sind, als für vorwiegende μ -Opioidrezeptor-Agonisten (Parsons et al., 1989).

Ein großer Teil der Patienten (63,64%) zeigte während der Aufwachphase länger anhaltendes, leichtes Flügelschlagen. Dies wird bei Pinguinen beim Erwachen aus Inhalationsanästhesien oder bei zu geringer Anästhesietiefe regelmäßig beobachtet (AZA Penguin TAG, 2014; Bodley und Schmitt, 2014). Bei anderen Spezies wird es aber auch mit der Wirkung von Ketamin in Zusammenhang gebracht und könnte somit einen Hinweis auf dessen anhaltende Wirkung geben (Heard, 2014). Wie von Bodley (2014) beschrieben, kann es in diesen Fällen angebracht sein, den Vogel in einer aufrechten Position zu halten, um Verletzungen der Flipper zu vermeiden. Dies wurde nur in Einzelfällen und für kurze Zeit getan, um die Erholungsphase der Tiere möglichst ohne Beeinflussung beobachten zu können. Zu Verletzungen kam es durch das Flügelschlagen bei keinem Tier.

Die mittlere AF blieb während der Erholungsphase relativ konstant bei etwa 12 – 14 AZ/min und wies somit nur einen geringen Unterschied zur Frequenz während der Untersuchungsphase auf. Auch die Spanne war mit 6 – 27 respektive 6 – 28 AZ/min fast identisch. Exkludiert wurde hierbei Patient Nr. 9, welcher einen kurzfristigen, starken Anstieg der AF auf 32 AZ/min zeigte, bevor er verstarb.

Die protrahierte Erholungszeit lässt das verwendete Anästhesieprotokoll ungeeignet für Fälle erscheinen, in denen das rasche Freilassen freilebender Tiere notwendig ist, wie beispielsweise während der Brut oder Aufzuchtperiode (Bodley und Schmitt, 2014; Luna-Jorquera et al., 1996). Aufgrund der einfacheren Möglichkeit postanästhetischer Überwachung und Separation einzelner Tiere dürfte dieser Nachteil bei in Zoos gehaltenen Pinguinen zumeist weniger stark ins Gewicht fallen. Den Tieren sollte aber wegen der Gefahr des Ertrinkens kein Zugang zum Wasser gewährt werden, bis sie vollständig erholt sind (Bodley und Schmitt, 2014).

Bis auf Patient Nr. 9, welcher in der Aufwachphase perakut an einer Myokardruptur ungeklärter Ursache verstarb, verlief die Erholungsphase bei allen Patienten ohne Komplikationen, welche ein Eingreifen notwendig gemacht hätten. Auch durch die Rückmeldungen der Halter am Folgetag wurde bestätigt, dass alle Vögel wieder ein normales Verhalten aufwiesen.

5.3 Erfahrungen aus der Praxis

Basierend auf den Ergebnissen der vorliegenden Studie wurde die untersuchte Kombination von Medetomidin, Ketamin und Butorphanol vom Autor mehrfach bei Humboldtpinguinen im Rahmen verschiedener klinischer Indikationen verwendet. Eine wissenschaftliche Datenerhebung wurde dabei zwar nicht vorgenommen, jedoch können die dabei gesammelten Erfahrungen die praktische Anwendbarkeit des Protokolls veranschaulichen.

Ein Pinguin der Studie wurde nach 24 h ein zweites Mal mit der gleichen Wirkstoffkombination anästhesiert, erhielt aber etwa 20 min nach Injektion zusätzlich 5 mg/kg KM Propofol i. v. als Bolus. Dies führte zu einer Vertiefung der Anästhesie mit anhaltender Muskelrelaxation bei erhaltener Spontanatmung und erlaubte eine etwa 45 min dauernde magnetresonanztomographische Untersuchung. Eine intensive Narkoseüberwachung, die über die Überwachung der Atemtätigkeit hinausging, erfolgte durch die Untersuchungsmethode bedingt dabei nicht. Das Tier wurde im Anschluss an die Untersuchung euthanasiert, so dass in diesem Fall keine Aussage über die Erholungsphase möglich ist.

Bewährt hat sich die Einleitung einer Allgemeinanästhesie durch Injektion der oben genannten Wirkstoffe sowie die weitere Vertiefung mittels 2 – 3% Isofluran in 1 l/min Sauerstoff per Kopfmaske nach 10 – 15 min. Dies war je nach Indikation erforderlich, wenn ein Tonus der Nackenmuskulatur (leicht angehobener Kopf) noch vorhanden war. Abwehrreaktionen wurden in diesem Stadium aber nicht mehr beobachtet. Die Isoflurankonzentration konnte im weiteren Verlauf der Anästhesie auf 1 – 2% gesenkt werden. Die Vorteile lagen in initial kurzer Zwangsmaßnahme, niedriger Isoflurankonzentration zur Aufrechterhaltung im Vergleich zur reinen Inhalationsanästhesie sowie zusätzlicher Analgesie. Dieses Protokoll wurde für den Versuch der Luftsackendoskopie bei 2 Pinguinen verwendet, bei denen die Gabe von Isofluran per Maske während der gesamten Anästhesiedauer aufrechterhalten wurde. Ebenso wurde das Protokoll zur Gastroskopie bei 2 Humboldtpinguinen herangezogen. In den beiden letztgenannten Fällen war nach Einleitung mittels Injektionsanästhetika die vorübergehende Vertiefung mit 3% Isofluran über etwa 1 min ausreichend für die anschließende, etwa 20-minütige Gastroskopie mittels starrem Endoskop.

Eine reine Injektionsanästhesie ohne zusätzliche Gabe von Isofluran wurde in 3 Fällen für computertomographische Untersuchungen eingesetzt. Hier war aufgrund der guten

Anästhesiewirkung keine weitere Vertiefung mit Isofluran notwendig. Auch als Vorbereitung der Euthanasie mit T61^{®36} i. v. oder i. c. eignete sich das Protokoll.

Die Wirkstoffkombination war auch bei teils schwer erkrankten Tieren (Aspergillose, aviäre Mykobakteriose, systemische Infektionen, Fremdkörper) geeignet. Eine Beeinträchtigung der subjektiv beurteilbaren Atemtätigkeit wurde in keinem Fall festgestellt. Eine Einschränkung stellte aber die zwar unkomplizierte, jedoch fast immer protrahierte Erholungsphase dar, wobei individuelle Unterschiede bestehen. Diese hatte zur Folge, dass die Patienten postanästhetisch länger überwacht werden mussten und mindestens für mehrere Stunden, teilweise auch einen ganzen Tag lang nicht ins Wasser gelassen wurden. Aus diesem Grund stellt in der Praxis des Autors weiterhin die Inhalationsnarkose mittels Isofluran die Methode der Wahl für kurze, nicht oder wenig schmerzhaftes Prozeduren wie Röntgenuntersuchungen oder Blutentnahmen dar. Diese geht normalerweise mit einer raschen Erholung einher, und die Tiere können zügig in ihre normale Umgebung entlassen werden. Dies ist insbesondere von Vorteil, wenn mehrere Pinguine in kurzer zeitlicher Folge untersucht werden sollen.

³⁶ T61[®], Intervet Deutschland GmbH, Unterschleißheim, Deutschland.

6 Schlussfolgerung

Gemessen an der Zielsetzung (Praktikabilität, Sicherheit für Anwender und Tier, zuverlässige Wirkung, mindestens tiefe Sedation, Muskelrelaxation, Analgesie, rasche Erholung) konnte die untersuchte Wirkstoffkombination den meisten und wichtigsten, jedoch nicht allen Anforderungen gerecht werden.

Die Anwendung stellte sich als praktikabel und sicher heraus, die Wirkung trat rasch und zuverlässig ein. Es wurde initial eine tiefe Sedation bis Hypnose mit guter Muskelrelaxation sowie guter Analgesie, hingegen nicht das Stadium chirurgischer Toleranz erreicht. Als Nachteil ist die zwar ruhige, jedoch protrahierte Erholungsphase zu sehen. Die Anwendung bei Pinguinen, die unmittelbar wieder in ihr Gehege oder, im Falle freilebender Tiere, ihr natürliches Habitat entlassen werden müssen, ist daher nur eingeschränkt zu empfehlen. Die Inhalationsnarkose konnte um ein effektives und sicheres Protokoll zur tiefen Sedation und Hypnose oder Einleitung einer Allgemeinanästhesie per Injektion erweitert werden.

7 Zusammenfassung

Im Rahmen dieser Studie wurde erstmals eine intramuskulär applizierte Injektionsanästhesie unter Verwendung von Medetomidin, Ketamin und Butorphanol bei 22 Humboldtpinguinen (*Spheniscus humboldti*) im Alter von 1 – 35 Jahren aus 3 zoologischen Einrichtungen untersucht. Die Zielsetzung bestand darin, eine Alternative zur Inhalationsnarkose zu etablieren, welche sich durch Sicherheit für Anwender und Patient, Zuverlässigkeit der Wirkung sowie Praktikabilität auszeichnen sollte. Dabei sollte mindestens eine tiefe Sedation erreicht werden, welche schmerzlose bis mäßig schmerzhaft Untersuchungen oder Behandlungen bei ausreichender Analgesie und Muskelrelaxation ermöglicht. Die Möglichkeit, diese Studie durchzuführen, wurde opportunistisch wahrgenommen, da 9 männliche und 12 weibliche Humboldtpinguine aufgrund erhöhter Inzidenz aviärer Mykobakteriose in den Herkunftsbeständen für umfangreiche Diagnostik immobilisiert werden mussten. Diese umfasste neben Allgemeinuntersuchung und Blutentnahme auch digitales Röntgen und Computertomographie. Ein weiterer männlicher Pinguin wurde wegen intermittierender Lahmheit ebenfalls computertomographisch untersucht und hierfür anästhesiert. Die Untersuchungen fanden innerhalb von 4 Tagen am selben Ort unter weitgehend standardisierten Bedingungen statt. Die Pinguine wurden am Morgen des jeweiligen Untersuchungstages an den Untersuchungsort transportiert, wo ihre Identität geprüft sowie KM, Ernährungs-, Erregungs-, und Gesundheitszustand beurteilt wurden. Die mittlere KM der Tiere betrug $3,66 \pm 0,52$ kg, wobei die männlichen Tiere mit 4,06 kg eine höhere mittlere KM als die weiblichen mit 3,34 kg aufwiesen. Nachfolgend wurden 0,05 mg/kg KM Medetomidin, 5 mg/kg KM Ketamin und 0,5 mg/kg KM Butorphanol in einer Mischspritze vorbereitet und die Anästhesie durch intramuskuläre Injektion in die Brustmuskulatur eingeleitet, wofür die Tiere kurzzeitig manuell fixiert wurden. Die ruhige und exzitationslose Einleitungsphase in einem abgedunkelten Raum folgte bei allen Patienten 4 Stadien: erste Anzeichen des Wirkungseintritts (Taumeln, Schwanken, Orientierungslosigkeit) im Mittel nach $2,0 \pm 1,6$, Ablegen in Sternallage bei angehobenem Kopf im Mittel nach $2,3 \pm 1,7$, Ablegen der Schnabelspitze im Mittel nach $3,8 \pm 3,5$ und seitliches Ablegen des Kopfes im Mittel nach $5,2 \pm 5,5$ min. Bei 2 Tieren wurde aufgrund unzureichender Wirkung nach 17 bzw. 20 Minuten 50% der initialen Dosis in einer zweiten Injektion verabreicht, was in der Folge auch bei diesen Patienten zu einer guten Sedation führte. Die Einleitungsphase war beendet, wenn die Tiere eine gute Muskelrelaxation aufwiesen

und eine Manipulation ohne Abwehrreaktionen möglich war. Dieser Zustand war nach durchschnittlich $10,7 \pm 4,3$ min erreicht. In der darauffolgenden Untersuchungsphase, deren Länge im Mittel $34,7 \pm 5,3$ min betrug, wurden mittels eines tragbaren Patientenmonitors physiologische Parameter in Form der relativen peripheren arteriellen Sauerstoffsättigung (SpO_2), Herzfrequenz (HF) und Körperinnentemperatur (KT) permanent überwacht. Die Atemfrequenz (AF) wurde durch Adspektion überwacht. Zudem wurde ein Elektrokardiogramm der bipolaren Extremitätenableitungen I – III abgeleitet und zu Beginn der Untersuchungsphase für jeweils 30 Sekunden aufgezeichnet. Bei allen Patienten wurde die Atemluft mit 0,5 l/min 100% O_2 per lockerer Schnabelmaske angereichert. Gemäß dem Reflexschema mit Punktescore zur Bestimmung der Narkosetiefe bei Vögeln nach Korbel (2004) wurden 12 Körper- und Schmerzreflexe geprüft. Physiologische Parameter wie auch Reflexausprägung wurden, soweit möglich, in 5-minütigen Intervallen protokolliert. Unterbrochen wurde dies durch die radiologische Untersuchung, welche im Mittel $9,9 \pm 2,7$ min dauerte und zeitlich etwa in der Mitte der Untersuchungsphase lag. Der niedrigste mittlere Punktescore gemäß oben genanntem Schema betrug $5,89 \pm 0,9$ Punkte 15 min nach Beginn der Untersuchungsphase, wobei Korneal- und Pupillenreflexe zumeist vollständig erhalten blieben. Der Beginn der Untersuchungsphase zeichnete sich jedoch durch gute Analgesie und Muskelrelaxation aus. Bei 15 Patienten wurde zudem die Intubationsfähigkeit durch Stimulation der Glottis und oberen Trachea mittels Wattetupfer simuliert, welche bei 9 Tieren (60%) gegeben gewesen wäre. Das Nachlassen der Muskelrelaxation machte sich ab etwa 20 min durch Zunahme der Nackentonus und Kopflage bemerkbar. Eine Zunahme der Schmerzreflexe zeigte sich ab etwa 25 min. Bis Minute 40 der Untersuchungsphase stieg die mittlere Punktzahl auf $9,91 \pm 2,21$. Somit lag bei keinem Patienten eine chirurgische Anästhesietiefe gemäß Reflexschema nach Korbel (2004) vor. Die AF betrug im Mittel $10,67 \pm 4,67$ bis $14,55 \pm 4,45$ Atemzüge (AZ)/min und zeigte keine signifikante Veränderung über die Zeit. Die SpO_2 nahm während des Untersuchungszeitraums jedoch statistisch signifikant ab ($p=0,0362$). Sie reichte im Mittel von $95,50 \pm 3,78$ bis $88,44 \pm 6,99\%$ und war somit trotz der Abnahme in einem akzeptablen Bereich. Die mittlere HF nahm ebenfalls statistisch signifikant ab ($p=0,0073$) und reichte von $113,81 \pm 23,03$ bis $101,65 \pm 25,42$ Schlägen/min. Sie befand sich somit jedoch auch am Ende der Untersuchung noch innerhalb publizierter Referenzbereiche. Anhand der Elektrokardiogramme konnte bei 2 Pinguinen das

Vorliegen von Extrasystolen sowie bei 1 Tier ein atrioventrikulärer Block 2. Grades nachgewiesen werden. Es konnte kein statistisch signifikanter Zusammenhang zwischen der Anästhesiedauer und der KT gefunden werden. Die mittlere KT der Pinguine lag konstant bei durchschnittlich $39,22 \pm 0,51 - 39,77 \pm 0,76^\circ\text{C}$ und somit geringgradig oberhalb des Referenzbereichs. Bei keinem Tier kam es zu einer bedrohlichen Hyperthermie, was vor dem Hintergrund der teilweise hohen Umgebungstemperatur von bis zu $28,3^\circ\text{C}$ erwähnenswert ist. Zum Zeitpunkt der Antagonisierung mit Atipamezol in der 5-fachen Dosierung des injizierten Medetomidins nach durchschnittlich $45,1 \pm 7,3$ min wies der überwiegende Teil der Patienten (86,36%) bereits einen deutlichen Muskeltonus auf, während das Sensorium stets noch stark getrübt war. Während der Erholungsphase wurde bei 14 Patienten (63,64%) leichtes Flügelschlagen in Sternallage beobachtet. Eine gezielte Reaktion auf äußere Reize zeigten die Tiere im Mittel nach $16,8 \pm 9,4$ min. Mit Ausnahme von 2 Pinguinen war das sichere Stehvermögen im Mittel nach $50,1 \pm 34,6$ min gegeben. Bei den 2 erwähnten Tieren musste die Beobachtung wegen des Rücktransports vorzeitig beendet werden. Die mittlere AF während der Erholungsphase betrug $12,25 - 13,95$ AZ/min und wies somit nur einen geringen Unterschied zur Frequenz während der Untersuchungsphase auf. Die Pinguine zeigten sich am Ende der Beobachtungsdauer aufmerksam und bei klarem Sensorium, jedoch deutlich ruhiger als im präanästhetischen Zustand. Das definitive Ende der Erholungsphase konnte aus praktischen Gründen nicht bestimmt werden, da die Tiere am Ende des jeweiligen Untersuchungstages zurück in die Herkunftszoo transportiert werden mussten. Bis auf einen Pinguin, welcher in der Aufwachphase perakut infolge einer Myokardruptur ungeklärter Ursache verstarb, verlief die Erholungsphase bei allen Patienten ohne Komplikationen. Durch Rückmeldungen der Halter wurde am Folgetag bestätigt, dass alle Vögel wieder ein normales Verhalten aufwiesen. Die weiterführende Diagnostik ergab das Vorliegen teilweise schwerwiegender Krankheitsprozesse. Diese umfassten granulomatöse Veränderungen von Lunge und Leber aufgrund aviärer Mykobakteriose bei 6 Pinguinen, wenige glatte Steine im Magen von 2 Pinguinen, einen stark gefüllten Magen trotz 12-stündiger Nahrungskarenz bei 1 Pinguin, perforierende gastrische Fremdkörper bei 2 Pinguinen sowie einen frei in der Körperhöhle befindlichen Fremdkörper bei 1 Pinguin.

Die Anwendung stellte sich als praktikabel und sicher heraus, die Wirkung trat rasch und zuverlässig ein. Es wurde initial eine tiefe Sedation bis Hypnose mit guter

Muskelrelaxation sowie guter Analgesie, hingegen nicht das Stadium chirurgischer Toleranz erreicht. Als Nachteil ist die zwar ruhige, jedoch protrahierte Erholungsphase zu sehen. Die Anwendung bei Pinguinen, die unmittelbar wieder in ihr Gehege oder, im Falle freilebender Tiere, ihr natürliches Habitat entlassen werden müssen, ist daher nur eingeschränkt zu empfehlen. Die Inhalationsnarkose konnte um ein effektives und sicheres Protokoll zur tiefen Sedation und Hypnose oder Einleitung einer Allgemeinanästhesie per Injektion erweitert werden.

8 Summary

In this study an intramuscular injectable anesthesia protocol for Humboldt penguins (*Spheniscus humboldti*) with the use of medetomidine, ketamine, and butorphanol has been examined in detail for the first time. The 22 penguins from 3 different zoological institutions included in the study were between 1 and 35 years of age. The goal of the study was to establish an injectable anesthesia protocol for the species as an addition to the well-established inhalant anesthesia. The main features of the protocol should include safety for both operator and patient, reliable anesthesia or at least deep sedation, as well as practicality of use. The level of sedation should facilitate painless and moderately painful medical procedures through the provision of sufficient muscle relaxation and analgesia. The study was conducted opportunistically, when 9 male and 12 female penguins from 2 different institutions had to undergo extensive diagnostics including blood collection, digital radiography and computed tomography due to elevated incidence of infections with avian mycobacteria within their original flocks. Another male penguin was subjected to computed tomography because of a history of intermittent hind limb lameness. All anesthetic events took place at the same location under largely standardized conditions and were completed within 4 days. Penguins were transported from zoological institutions to the study location in the early morning hours of the respective days. Before induction of anesthesia, the patients' individual identities were verified and body weight, body condition, level of arousal and overall clinical condition were assessed. Penguins had a mean body weight (BW) of $3,66 \pm 0,52$ kg. Mean BW recorded for males (4,06 kg) was higher than that of female penguins (3,34 kg). Thereupon, anesthesia was induced with 0,05 mg/kg BW medetomidine, 5 mg/kg BW ketamine and 0,5 mg/kg BW butorphanol. For this purpose, the anesthetic agents were transferred into a single syringe and the total volume was injected deeply into the pectoral muscle mass of the manually restrained birds. Penguins were instantly moved to a dark and quiet room for observation. Induction was calm and without excitations in all patients and included 4 distinct stages: initial effects (unsteadiness, swaying) at a mean time of $2,0 \pm 1,6$ min, sternal recumbence with elevated head at $2,3 \pm 1,7$ min, laying down the tip of the beak at $3,8 \pm 3,5$ min, and relaxed (lateral) positioning of the head at $5,2 \pm 5,5$ min. In 2 penguins 50% of the initial anesthetic dose had to be administered as a supplemental dose after 17 and 20 min respectively, before adequate sedation was achieved. Induction was completed, when there was good muscle relaxation, and handling of the animals did

not elicit any reaction. This state was reached at a mean of $10,7 \pm 4,3$ min. During the subsequent examination phase with a mean duration of $34 \pm 5,3$ min, relative peripheral arterial oxygen saturation (SpO_2), heart rate (HR), and body temperature (BT) were continuously monitored with the help of a portable anesthesia monitor. Respiratory rate (RR) and depth were monitored visually. Additionally, standard bipolar limb leads I-III were recorded with the use of an electrocardiograph and an electrocardiogram was recorded on paper for 30 s in the beginning of the examination phase. The patients were breathing room air that had been enriched with 0,5 l/min of 100% O_2 using a loose-fitting face mask. In accordance with the scoring system for the assessment of anesthetic depth in birds developed by Korbel (2004), 12 body and pain reflexes were evaluated. Physiologic parameters and reflexes were recorded every 5 minutes, when possible. Diagnostic imaging procedures led to a discontinuation of anesthetic monitoring during the middle stage of the examination phase, and lasted a mean of $9,9 \pm 2,7$ min. During this short period, only measurement of RR and SpO_2 were continued. The lowest reflex score achieved according to the scheme by Korbel (2004) was $5,89 \pm 0,9$ points at 15 min with corneal and pupillary reflexes being fully preserved in almost all patients. However, muscle relaxation and analgesia were good during the early examination phase, and in 9 out of 15 penguins tested (60%), intubation would have been possible without adverse reactions. Intubation was, however, only simulated by stimulation of the glottis and upper trachea with a cotton swab. Decreasing muscle relaxation was noticed from approximately 20 min onwards and started with increasing neck tension and elevated head position. Increasing reaction to painful stimuli was seen from approximately 25 min onwards. Mean overall reflex score increased to $9,91 \pm 2,21$ points at 40 min. In conclusion, surgical depth of anesthesia has not been achieved in any patient according to the scoring system by Korbel (2004). Mean RR was $10,67 \pm 4,67$ to $14,55 \pm 4,45$ breaths/min and did not change significantly over time. SpO_2 decreased significantly ($p=0,0362$) from $95,5 \pm 3,78$ to $88,44 \pm 6,99\%$. Mean HR also showed significant decrease ($p=0,0073$) and ranged from $113,81 \pm 23,03$ to $101,65 \pm 25,42$ beats/min. Despite significant decreases, both SpO_2 and HR remained within acceptable limits throughout the examination phase. The electrocardiograms revealed premature ventricular contractions in 2 penguins and second degree atrioventricular block in 1 penguin. There was no statistically significant correlation between BT and duration of the examination phase. Mean BT ranged from $39,22 \pm 0,51$ to $39,77 \pm 0,76^\circ\text{C}$ and was

therefore slightly above published reference ranges. Serious hyperthermia was of concern at no time, however, which is an important result, considering that ambient temperatures reached 28,3°C on one of the days of examination. Atipamezole was used for reversal at a dose of 5 times the administered dose of medetomidine via intramuscular injection. By the time of antagonization at a mean of $45,1 \pm 7,3$ min most of the patients (86,36%) already showed a considerable increase in muscle tonicity and non-directional movement of the head, wings or legs, whereas their sensorium was still impaired (i.e. no purposeful reaction to external stimuli). The birds were placed in a calm and quiet environment for recovery. Minor wing flapping was observed in 14 (63,64%) patients during recovery while still being in sternal recumbence. Purposeful reaction to external stimuli was seen after a mean of $16,8 \pm 9,4$ min. Patients were able to stand steadily in an upright position after a mean time of $50,1 \pm 34,6$ min. Mean RR during recovery phase ranged from 12,25 to 13,95 breaths/min and thus showed little difference to the RR during anesthesia. By the end of the observation at $97,9 \pm 30,2$ min all penguins showed adequate reactions to stimuli, and mental status was alert, however slightly reduced compared to pre-anesthetic conditions. A definitive point in time of full recovery could not be established for reasons of practicality, as all penguins had to be transported back to their respective institutions at the end of the day. Except for 1 penguin, that died peracutely from a ruptured ventricle and pericardial tamponade of unknown etiology, recovery was uneventful, albeit prolonged, in all patients. Feedback given by staff of the zoological institutions confirmed, that all penguins showed normal behavior on the day following anesthesia.

Diagnostic procedures revealed severe medical conditions in several penguins of this study. This included granulomatous lesions in the lungs and/or liver of 6 penguins due to infection with avian mycobacteria, gastric foreign bodies (pebbles in 2 penguins, elongated foreign bodies with perforation of the gastric wall in 2 penguins), a heavily food-filled stomach in 1 penguin despite fasting duration of 18 h, and an elongated foreign body located within the coelomic cavity outside the gastrointestinal tract in 1 penguin.

The anesthetic protocol used in this study proved to be safe even in penguins with severe underlying medical conditions and was of good practicality due to brief manual restraint and low injection volumes. Onset of the desired effect was quick and reliable, and the combination of anesthetics led to deep sedation and hypnosis combined with proper muscle relaxation during the initial phase as well as good analgesia. However,

surgical anesthetic depth was not achieved. Physiologic parameters remained within acceptable ranges throughout the procedure. A disadvantage could be found in the prolonged recovery time.

9 Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: <i>Ausgewählte serumchemische und hämatologische Referenzbereiche in zoologischen Gärten gehaltener Humboldtpinguine (Teare, 2013). Angegeben ist zusätzlich der Mittelwert (\bar{x}).</i>	11
Tabelle 2: <i>Reflexschema mit Punktescore zur Bestimmung der Narkosetiefe bei Vögeln nach Korbel (2004).</i>	32
Tabelle 3: <i>Bestimmung der Anästhesietiefe beim Vogel nach Curro (1998).</i>	34
Tabelle 4: <i>Umgebungstemperatur ($^{\circ}\text{C}$) und relative Luftfeuchtigkeit (%) im Untersuchungsraum. Angegeben sind arithmetisches Mittel (\bar{x}), Standardabweichung (SD), Median (\tilde{x}) sowie Minimum (Min) und Maximum (Max).</i>	51
Tabelle 5: <i>KM (kg) der untersuchten Patienten. Angegeben sind arithmetisches Mittel (\bar{x}), Standardabweichung (SD), Median (\tilde{x}) sowie Minimum (Min) und Maximum (Max) jeweils für alle ($m + w$, $n=22$) sowie nur für männliche (m, $n=10$) und nur für weibliche (w, $n=12$) Patienten.</i>	52
Tabelle 6: <i>Ergebnisse der klinischen Beurteilung der Patienten anhand zuvor festgelegter Skalen bezüglich Ernährungszustand (EZ), Allgemeinbefinden (AB) und Erregungszustand (ErrZ).</i>	52
Tabelle 7: <i>Serumchemische und hämatologische Parameter der untersuchten Humboldtpinguine. Angegeben sind arithmetisches Mittel (\bar{x}), Standardabweichung (SD), Median (\tilde{x}) sowie Minimum (Min) und Maximum (Max). Werte, die außerhalb des Referenzbereichs liegen, sind fett gedruckt. Da nicht für alle Patienten sämtliche Werte vorliegen, ist zusätzlich die Anzahl (n) der Tiere angegeben.</i>	54
Tabelle 8: <i>Zeitlicher Verlauf der beobachteten Stadien während der Einleitungsphase der untersuchten Patienten ($n=22$) in min. Angegeben sind arithmetisches Mittel</i>	

<i>(\bar{x}), Standardabweichung (SD), Median (\tilde{x}) sowie Minimum (Min) und Maximum (Max) des jeweiligen Stadiums.....</i>	<i>58</i>
Tabelle 9: <i>Zeitlicher Verlauf der AF (AZ/min) der Patienten (n=22) während der Einleitungsphase. Angegeben sind arithmetisches Mittel (\bar{x}), Standardabweichung (SD), Median (\tilde{x}) sowie Minimum (Min) und Maximum (Max) des jeweiligen Messintervalls.</i>	<i>59</i>
Tabelle 10: <i>Zeitliche Parameter der Untersuchungsphase in min. Angegeben sind arithmetisches Mittel (\bar{x}), Standardabweichung (SD), Median (\tilde{x}) sowie Minimum (Min) und Maximum (Max). Der über die Dauer der Untersuchungsphase hinausgehende Maximalwert der Zunahme des Muskeltonus' ergibt sich daraus, dass bei 3 Tieren eine Tonuserhöhung erst während der Erholungsphase eintrat.</i>	<i>60</i>
Tabelle 11: <i>Deskriptive Statistik der während der Erholungsphase dokumentierten Parameter. Angegeben sind arithmetisches Mittel (\bar{x}), Standardabweichung (SD), Median (\tilde{x}) sowie Minimum (Min) und Maximum (Max). Da nicht bei allen Pinguinen sämtliche Stadien der Erholungsphase beobachtet wurden, ist zusätzlich die Anzahl der Tiere (n) angegeben.</i>	<i>62</i>
Tabelle 12: <i>Deskriptive Statistik und Ergebnis der einfaktoriellen Varianzanalyse der Variable Atemfrequenz mit Messwiederholungen bezüglich des Beobachtungstermins (min). Angegeben sind arithmetisches Mittel (\bar{x}), Standardabweichung (SD) sowie Minimum (Min) und Maximum (Max). Zusätzlich ist die Anzahl (n) der zum jeweiligen Beobachtungstermin erfassten Messungen angegeben.</i>	<i>64</i>
Tabelle 13: <i>Deskriptive Statistik und Ergebnis der einfaktoriellen Varianzanalyse der Variable HF mit Messwiederholungen bezüglich des Beobachtungstermins (min). Angegeben sind arithmetisches Mittel (\bar{x}), Standardabweichung (SD) sowie</i>	

<i>Minimum (Min) und Maximum (Max). Zusätzlich ist die Anzahl (n) der zum jeweiligen Beobachtungstermin erfassten Messungen angegeben.....</i>	<i>65</i>
Tabelle 14: <i>Deskriptive Statistik und Ergebnis der einfaktoriellen Varianzanalyse der Variable SpO₂ mit Messwiederholungen bezüglich des Beobachtungstermins (min). Angegeben sind arithmetisches Mittel (\bar{x}), Standardabweichung (SD) sowie Minimum (Min) und Maximum (Max). Zusätzlich ist die Anzahl (n) der zum jeweiligen Beobachtungstermin erfassten Messungen angegeben.....</i>	<i>66</i>
Tabelle 15: <i>Deskriptive Statistik und Ergebnis der einfaktoriellen Varianzanalyse der Variable KT mit Messwiederholungen bezüglich des Beobachtungstermins (min). Angegeben sind arithmetisches Mittel (\bar{x}), Standardabweichung (SD) sowie Minimum (Min) und Maximum (Max). Zusätzlich ist die Anzahl (n) der zum jeweiligen Beobachtungstermin erfassten Messungen angegeben.....</i>	<i>66</i>
Tabelle 16: <i>Anzahl (n) der zu den Beobachtungsterminen erfassten Messungen. Diese gilt für alle geprüften Reflexe.....</i>	<i>67</i>
Tabelle 17: <i>Deskriptive Statistik der Variable Gesamtpunktzahl. Angegeben sind arithmetisches Mittel (\bar{x}), Standardabweichung (SD) sowie Minimum (Min) und Maximum (Max) der Beobachtungstermine. Angegeben ist zudem der p-Wert als Ergebnis der explorativen einfaktoriellen Varianzanalyse.</i>	<i>68</i>
Tabelle 18: <i>Ergebnisse der explorativen Analyse der Ergebnisse der Reflexmessung (einfaktorielle Varianzanalyse mit Messwiederholungen im Faktor Zeit, Schätzung der Modellparameter auf der Basis der Maximum-Likelihood-Methode; exakter Kruskal-Wallis-Test). Statistisch signifikante p-Werte sind hervorgehoben.</i>	<i>79</i>

10 Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: <i>Humboldtpinguine im Zoo Dresden (Foto: D. Widmer).</i>	4
Abbildung 2: <i>Trachea eines Brillenpinguins (S. demersus), beidseitig parallel des medianen Septums eröffnet. Die Trachea des etwas größeren Humboldtpinguins weist eine sehr ähnliche Anatomie auf (Foto: D. Widmer).</i>	8
Abbildung 3: <i>Isolierendes dichtes Gefieder und subkutane Fettschicht im Bereich der Brust eines seziierten Humboldtpinguins (Foto: D. Widmer).</i>	8
Abbildung 4: <i>Blutentnahme bei einem Humboldtpinguin (Foto: D. Widmer).</i>	9
Abbildung 5: <i>Beobachtung und Protokollierung der Einleitungsphase (Foto: D. Widmer).</i>	44
Abbildung 6: <i>Untersuchungsraum (Foto: D. Widmer).</i>	45
Abbildung 7: <i>Platzierung des Pulsoximetersensors an der Schwimmhaut (Foto: D. Widmer).</i>	47
Abbildung 8: <i>EKG-Ableitung mit Nadelelektroden bei einem Humboldtpinguin (Foto: D. Widmer).</i>	48
Abbildung 9: <i>Prüfung von Kornealreflex, Nackentonus, Zwischenzehen- und Propatagiumreflex (Fotos: D. Widmer).</i>	49
Abbildung 10: <i>Computertomographische Untersuchung eines Humboldtpinguins. Oben: Lagerung im Computertomographen. Unten: umfangreiche Veränderungen der Lunge, welche durch aviäre Mykobakteriose hervorgerufen wurden; Rekonstruktion. (Fotos: D. Widmer).</i>	56
Abbildung 11: <i>Patient Nr. 10. Perforierender gastrischer Fremdkörper. Computertomographie; Rekonstruktion.</i>	56
Abbildung 12: <i>Boxplots der AF (AZ/min) der Patienten (n=22) während der Einleitungsphase. Da die Messung der AF in unregelmäßigen Abständen erfolgte, wurden die Messungen der Minuten 1 – 3 (Messintervall 1), 4 – 6 (Messintervall</i>	

2) und 7 – 10 (Messintervall 3) zusammengefasst und hieraus die Streumaße bestimmt.....	59
Abbildung 13: <i>Fokale Ruptur des Myokards unbekannter Ursache bei Patient Nr. 9 (Foto: D. Widmer).....</i>	61
Abbildung 14: <i>Zeitlicher Verlauf der AF (AZ/min) der Pinguine (n=22) während der Erholungsphase. Gemessen wurde über 60 min in 5-minütigen Intervallen. Der Zeitpunkt 0 steht für die erste Messung unmittelbar nach Injektion des Antagonisten.</i>	62
Abbildung 15: <i>Zeitlicher Verlauf der mittleren AF (AZ/min) der Pinguine (n=22) während der Erholungsphase. Gemessen wurde über 60 min in 5-minütigen Intervallen. Der Zeitpunkt 0 steht für die erste Messung unmittelbar nach Injektion des Antagonisten.....</i>	63
Abbildung 16: <i>EKG eines Humboldtpinguins. Dargestellt sind die bipolaren Extremitätenableitungen I – III. 50 mm/s, 10 mm/mV. (Foto: D. Widmer).....</i>	65
Abbildung 17: <i>Zeitlicher Verlauf der mittleren Gesamtpunktzahl der geprüften Reflexe über die Beobachtungstermine. 29 Punkte entsprechen einem wachen Vogel.</i>	68
Abbildung 18: <i>Zeitlicher Verlauf der mittleren Punktzahl der Variable Lidschluss über die Beobachtungstermine.....</i>	69
Abbildung 19: <i>Absolute und relative Häufigkeitsverteilung der vergebenen Punktzahlen der Variable Lidschluss zu den Beobachtungsterminen. Die Ziffern innerhalb der Diagrammbalken bezeichnen die Anzahl (n) der Messungen, welche die entsprechende Reflexausprägung zum Ergebnis hatten.</i>	69
Abbildung 20: <i>Zeitlicher Verlauf der mittleren Punktzahl der Variable Pupillenöffnung über die Beobachtungstermine.....</i>	70
Abbildung 21: <i>Absolute und relative Häufigkeitsverteilung der vergebenen Punktzahlen der Variable Pupillenöffnung zu den Beobachtungsterminen. Die</i>	

<i>Ziffern innerhalb der Diagrammbalken bezeichnen die Anzahl (n) der Messungen, welche die entsprechende Reflexausprägung zum Ergebnis hatten.</i>	70
Abbildung 22: <i>Zeitlicher Verlauf der mittleren Punktzahl der Variable Pupillenreflex über die Beobachtungstermine.....</i>	71
Abbildung 23: <i>Absolute und relative Häufigkeitsverteilung der vergebenen Punktzahlen der Variable Pupillenreflex zu den Beobachtungsterminen. Die Ziffern innerhalb der Diagrammbalken bezeichnen die Anzahl (n) der Messungen, welche die entsprechende Reflexausprägung zum Ergebnis hatten.</i>	71
Abbildung 24: <i>Zeitlicher Verlauf der mittleren Punktzahl der Variable Kornealreflex über die Beobachtungstermine.....</i>	72
Abbildung 25: <i>Absolute und relative Häufigkeitsverteilung der vergebenen Punktzahlen der Variable Kornealreflex zu den Beobachtungsterminen. Die Ziffern innerhalb der Diagrammbalken bezeichnen die Anzahl (n) der Messungen, welche die entsprechende Reflexausprägung zum Ergebnis hatten.</i>	72
Abbildung 26: <i>Zeitlicher Verlauf der mittleren Punktzahl der Variable Kopflage über die Beobachtungstermine.....</i>	73
Abbildung 27: <i>Absolute und relative Häufigkeitsverteilung der vergebenen Punktzahlen der Variable Kopflage zu den Beobachtungsterminen. Die Ziffern innerhalb der Diagrammbalken bezeichnen die Anzahl (n) der Messungen, welche die entsprechende Reflexausprägung zum Ergebnis hatten.</i>	73
Abbildung 28: <i>Zeitlicher Verlauf der mittleren Punktzahl der Variable Nackentonus über die Beobachtungstermine.....</i>	74
Abbildung 29: <i>Absolute und relative Häufigkeitsverteilung der vergebenen Punktzahlen der Variable Nackentonus zu den Beobachtungsterminen. Die Ziffern innerhalb der Diagrammbalken bezeichnen die Anzahl (n) der Messungen, welche die entsprechende Reflexausprägung zum Ergebnis hatten.</i>	74

Abbildung 30: Zeitlicher Verlauf der mittleren Punktzahl der Variable Beintonus über die Beobachtungstermine.....	75
Abbildung 31: Absolute und relative Häufigkeitsverteilung der vergebenen Punktzahlen der Variable Beintonus zu den Beobachtungsterminen. Die Ziffern innerhalb der Diagrammbalken bezeichnen die Anzahl (n) der Messungen, welche die entsprechende Reflexausprägung zum Ergebnis hatten.	75
Abbildung 32: Zeitlicher Verlauf der mittleren Punktzahl der Variable Pectoralisreflex über die Beobachtungstermine.....	76
Abbildung 33: Absolute und relative Häufigkeitsverteilung der vergebenen Punktzahlen der Variable Pectoralisreflex zu den Beobachtungsterminen. Die Ziffern innerhalb der Diagrammbalken bezeichnen die Anzahl (n) der Messungen, welche die entsprechende Reflexausprägung zum Ergebnis hatten.	76
Abbildung 34: Zeitlicher Verlauf der mittleren Punktzahl der Variable Interphalangealreflex über die Beobachtungstermine.	77
Abbildung 35: Absolute und relative Häufigkeitsverteilung der vergebenen Punktzahlen der Variable Interphalangealreflex zu den Beobachtungsterminen. Die Ziffern innerhalb der Diagrammbalken bezeichnen die Anzahl (n) der Messungen, welche die entsprechende Reflexausprägung zum Ergebnis hatten.	77
Abbildung 36: Zeitlicher Verlauf der mittleren Punktzahl der Variable Kloakalreflex über die Beobachtungstermine.....	78
Abbildung 37: Absolute und relative Häufigkeitsverteilung der vergebenen Punktzahlen der Variable Kloakalreflex zu den Beobachtungsterminen. Die Ziffern innerhalb der Diagrammbalken bezeichnen die Anzahl (n) der Messungen, welche die entsprechende Reflexausprägung zum Ergebnis hatten.	78

11 Literaturverzeichnis

1. Ainsworth G. The Incidence of Aspergillosis in Captive Wild Birds. *Journal of Comparative Pathology*. 1949. 59: 213-224.
2. Ajadi R, Kasali O, Folashade Makinde A, Adeleye A, Oyewusi J, Akintunde O. Effects of Midazolam on Ketamine-Xylazine Anesthesia in Guinea Fowl (*Numida meleagris galeata*). *Journal of Avian Medicine and Surgery*. 2009. 23 (3): 199-204.
3. Atalan G, Uzun M, Demirkan I, Yildiz S, Cenesiz M. Effect of Medetomidine-Butorphanol-Ketamine Anaesthesia and Atipamezole on Heart and Respiratory Rate and Cloacal Temperature of Domestic Pigeons. *Journal of Veterinary Medicine Series A*. 2002. (49): 281-285.
4. AZA Penguin Taxon Advisory Group. Penguin (*Spheniscidae*) Care Manual. 2014. Association of Zoos and Aquariums. Silver Spring, MD.
5. Baumgartner K. Persönliche Mitteilung. Tiergarten Nürnberg. 2012.
6. Beldao E, Blissitt K, Duncan J, Laredo F, de Montes M, Clutton R. The Bispectral Index During Recovery from Halothane and Sevoflurane Anaesthesia in Horses. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. 2010. 37: 25-34.
7. Bertelli S, Giannini NP. A Phylogeny of Extant Penguins (Aves: *Sphenisciformes*) Combining Morphology and Mitochondrial Sequences. *Cladistics*. 2005. 21: 209-239.
8. Bevan R, Butler P, Woakes A, Boyd I. The Energetics of Gentoo Penguins, *Pygoscelis papua*, During the Breeding Season. *Functional Ecology*. 2002. 16: 175-190.
9. Bigby S, Carter J, Bauquier S, Beths T. Use of Propofol for Induction and Maintenance of Anesthesia in a King Penguin (*Aptenodytes patagonicus*) Undergoing Magnetic Resonance Imaging. *Journal of Avian Medicine and Surgery*. 2016. 30 (3): 237-242.
10. BirdLife International. *Spheniscus humboldti*. In: The IUCN Red List of Threatened Species 2017: e.T22697817A111228184. <http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2017-1.RLTS.T22697817A111228184.en>. 03.07.2017.
11. Bleijenberg E, van Oostrom H, Akkerdaas L, Doornenbal A, Hellebrekers L. Bispectral Index and the Clinically Evaluated Anaesthetic Depth in Dogs. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. 2011. 38: 536-543.
12. Bodley K, Schmitt T. Penguins. In: West G, Heard D, Caulkett N (Hrsg.). *Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia*. Zweite Auflage. 2014. Wiley-Blackwell. Oxford. 435-443.

13. Boggs D, Baudinette R, Frappell P, Butler P. The Influence of Locomotion on Air-sac Pressures in Little Penguins. *Journal of Experimental Biology*. 2001. 204: 3581-3586.
14. Bradford C, Bronson E, Kintner L, Schultz D, McDonnell J. Diagnosis and Attempted Surgical Repair of Hemivertebrae in an African Penguin (*Spheniscus demersus*). *Journal of Avian Medicine and Surgery*. 2008. 22 (4): 331-335.
15. Butler P, Woakes A. Heart Rate and Aerobic Metabolism in Humboldt Penguins, *Spheniscus Humboldti*, during Voluntary Dives. *Journal of Experimental Biology*. 1984. 108: 419-428.
16. Carrasco L, Lima Jr J, Halfen D, Salguero F, Sánchez-Cordón P, Becker G. Systemic Aspergillosis in an Oiled Magallanic Penguin (*Spheniscus magellanicus*). *Journal of Veterinary Medicine Series B*. 2001. 48: 551-554.
17. Carroll G, Boothe D, Hartsfield S, Waller M, Geller S. Pharmacokinetics and Selected Behavioral Responses to Butorphanol and its Metabolites in Goats Following Intravenous and Intramuscular Administration. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. 2001. 28: 188-195.
18. Carvalho H, Ciboto R, Cortopassi S. Anatomical Study of the Renal Portal System and its Implications for the Use of Anesthetic Agents in the Restraint of Ostriches (*Struthio camelus*). *Proceedings of the 9th World Congress of Veterinary Anaesthesiology*. 2006. Santos, Brazil.
19. Cheng H. Morphopathological Changes and Pain in Beak Trimmed Laying Hens. *World's Poultry Science Journal*. 2006. 62: 41-52.
20. Cockrem JF, Barrett DP, Candy EJ, Potter MA. Corticosterone Responses in Birds: Individual Variation and Repeatability in Adelie penguins (*Pygoscelis adeliae*) and other Species, and the Use of Power Analysis to Determine Sample Sizes. *General and Comparative Endocrinology*. 2009. 163: 158-168.
21. Coles B. Anaesthesia. In: Coles B (Hrsg.). *Essentials of Avian Medicine and Surgery*. Dritte Auflage. 2007a. Blackwell Publishing Ltd. Oxford. 124-141.
22. Coles B. Diversity in Anatomy and Physiology: Clinical Significance. In: Coles B (Hrsg.). *Essentials of Avian Medicine and Surgery*. Dritte Auflage. 2007b. Blackwell Publishing Ltd. Oxford. 1-21.
23. Coles B. Medication and Administration of Drugs. In: Coles B (Hrsg.). *Essentials of Avian Medicine and Surgery*. Dritte Auflage. 2007c. Blackwell Publishing Ltd. Oxford. 115-123.
24. Cranfield M, Graczyk T, Beall F, Ialeggio D, Shaw M, Skjoldager M. Subclinical Avian Malaria Infections in African Black-Footed Penguins (*Spheniscus demersus*) and Induction of Parasite Recrudescence. *Journal of Wildlife Diseases*. 1994. 30 (3): 372-376.

25. Culik BM, Luna-Jorquera G. The Humboldt Penguin *Spheniscus humboldti*: a migratory bird? Journal für Ornithologie. 1997. 138 (3): 325-330.
26. Curro T, Brunson D, Paul-Murphy J. Determination of the ED50 of Isoflurane and Evaluation of the Isoflurane-Sparing Effect of Butorphanol in Cockatoos (*Cacatua* spp.). Veterinary Surgery. 1994. 23 (5): 429-433.
27. Davis R, Polasek L, Watson R, Fuson A, Williams T, Kanatous S. The Diving Paradox: New Insights into the Role of the Dive Response in Air-breathing Vertebrates. Comparative Biochemistry and Physiology, Part A. 2004. 138: 263-268.
28. Dawson W, Whittow G. Regulation of Body Temperature. In: Whittow G (Hrsg.). Sturkie's Avian Physiology. Fünfte Auflage. 2000. Academic Press. San Diego. 342-390.
29. de Juana E. Class AVES (Birds). In: del Hoyo J, Elliott A, Sargatal J (Hrsg.). Handbook of the Birds of the World. Erste Auflage. 1992. Lynx Edicions. Barcelona, Spanien. 35-73.
30. Desmarchelier M, Rondenay Y, Fitzgerald G, Lair S. Monitoring of the Ventilatory Status of Anesthetized Birds of Prey by Using End-Tidal Carbon Dioxide Measured with a Microstream Capnometer. Journal of Zoo and Wildlife Medicine. 2007. 38 (1): 1-6.
31. Doneley B. Analgesie und Anästhesie. In: Doneley B (Hrsg.). Vogelmedizin und Chirurgie in der tierärztlichen Praxis. Vögel in Haustier- und Volierenhaltung. Erste Auflage. 2015. Chimaira Buchhandels-gesellschaft mbH. Frankfurt am Main. 245-254.
32. Duignan P. Diseases of Penguins. Surveillance. 2001. 28 (4): 5-11.
33. Ebert U, Frey H-H, Schulz R. Pharmakologie des zentralen Nervensystems (ZNS). In: Frey H-H, Löscher W (Hrsg.). Lehrbuch der Pharmakologie und Toxikologie für die Veterinärmedizin. Dritte Auflage. 2002. Enke Verlag. Stuttgart. 87-138.
34. Edling T. Updates in Anesthesia and Monitoring. In: Harrison G, Lightfoot T (Hrsg.). Clinical Avian Medicine Volume 1. Erste Auflage. 2005a. Spix Publishing. Palm Beach, Florida. 747-760.
35. Edling T, Degernes L, Flammer K, Horne W. Capnographic Monitoring of Anesthetized African Grey Parrots Receiving Intermittent Positive Pressure Ventilation. Journal of the American Veterinary Medical Association. 2001. 219 (12): 1714-1718.
36. Edling TM. Anesthesia and analgesia. In: Harcourt-Brown N, Chitty J (Hrsg.). BSAVA Manual of Psittacine Birds. Zweite Auflage. 2005b. British Small Animal Veterinary Association. Quedgeley, Gloucester. 87-96.
37. Erhardt W, Henke J, Tacke S, Baumgartner C, Kroker R. Allgemeinanästhetika. In: Erhardt W, Henke J, Haberstroh J, Baumgartner C, Tacke S (Hrsg.). Anästhesie

- und Analgesie beim Klein- und Heimtier mit Exoten, Labortieren, Vögeln, Reptilien, Amphibien und Fischen. Zweite Auflage. 2011. Schattauer GmbH. Stuttgart. 17-110.
38. Eulenberger K. Taucher, Pinguine, Röhrennasen, Ruderfüßer, Wat- und Möwenvögel. In: Göltenboth R, Klös H (Hrsg.). Krankheiten der Zoo- und Wildtiere. Erste Auflage. 1995. Blackwell Wissenschafts-Verlag. Berlin. 488-502.
39. Fahlman A. Oxygen Therapy. In: West G, Heard D, Caulkett N (Hrsg.). Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia. Zweite Auflage. 2014. John Wiley and Sons, Inc. Oxford.
40. Fitzgerald B, Beaufrière H. Cardiology. In: Speer B (Hrsg.). Current Therapy in Avian Medicine and Surgery. Erste Auflage. 2016. Elsevier, Inc. Saint Louis, Missouri. 252-328.
41. Fix A, Waterhouse C, Greiner E, Stoskopf M. *Plasmodium relictum* as a Cause of Avian Malaria in Wild-Caught Magellanic Penguins (*Spheniscus magellanicus*). Journal of Wildlife Diseases. 1988. 24 (4): 610-619.
42. Fowler GS, Fowler ME. Order Sphenisciformes (Penguins). In: Fowler ME, Cubas ZS (Hrsg.). Biology, medicine, and surgery of South American wild animals. Erste Auflage. 2001. Iowa State University Press. Iowa. 53-64.
43. Fowler M (Hrsg.). Restraint and handling of wild and domestic animals. Zweite Auflage. 1995. Iowa State University Press. Ames, Iowa.
44. Gains MJ, Grodecki KM, Jacobs RM, Dyson D, Foster RA. Comparison of Direct and Indirect Blood Pressure Measurements in Anesthetized Dogs. Canadian Journal of Veterinary Research. 1995. 59: 238-240.
45. Gentle M. Pain in Birds. Animal Welfare. 1992. 1: 235-247.
46. Göhlich UB. The Oldest Fossil Record of the Extant Penguin Genus *Spheniscus* – a New Species from the Miocene of Peru. Acta Palaeontologica Polonica. 2007. 52 (2): 285-298.
47. Green J, Tanton J, Woakes A, Boyd I, Butler P. Effects of Long-term Implanted Data Loggers on Macaroni Penguins *Eudyptes chrysolophus*. Journal of Avian Biology. 2004. 35: 370-376.
48. Gregory NG, Robins JK. A Body Condition Scoring System for Layer Hens. New Zealand Journal of Agricultural Research. 1998. 41 (4): 555-559.
49. Grimm K, Lamont L. Clinical Pharmacology. In: West G, Heard D, Caulkett N (Hrsg.). Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia. Auflage. 2007. Blackwell Publishing. Oxford.
50. Guinard G, Marchand D, Courant F, Gauthier-Clerc M, Le Bohec C. Morphology, Ontogenesis and Mechanics of Cervical Vertebrae in Four Species of Penguins (*Aves: Spheniscidae*). Polar Biology. 2010. 33: 807-822.

51. Gunkel C, Lafortune M. Current Techniques in Avian Anesthesia. Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine. 2005. 14 (4): 263-276.
52. Guzman D, Flammer K, Paul-Murphy J, Barker S, Tully TJ. Pharmacokinetics of Butorphanol after Intravenous, Intramuscular, and Oral Administration in Hispaniolan Amazon Parrots (*Amazona ventralis*). Journal of Avian Medicine and Surgery. 2011. 25 (3): 185-191.
53. Harr K. The Diagnostic Value of Biochemistry. In: Harrison G, Lightfoot T (Hrsg.). Clinical Avian Medicine Volume 1. Erste Auflage. 2005. Spix Publishing. Palm Beach, Florida. 611-623.
54. Harrison L, Kastin A, Zadina J. Opiate Tolerance and Dependence: Receptors, G-proteins, and Antiopiates. Peptides. 1998. 19 (9): 1603-1630.
55. Hatt J, Martin-Jurado O. Depth of Anesthesia Monitoring by Bispectral Analysis in Zoo Animals. In: Miller R, Fowler M (Hrsg.). Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine Current Therapy. Erste Auflage. 2012. Elsevier Saunders. St. Louis, Missouri. 147-152.
56. Hawkins M. The Use of Analgesics in Birds, Reptiles, and Small Exotic Mammals. Journal of Exotic Pet Medicine. 2006. 15 (3): 177-192.
57. Hawkins M, Pascoe P. Cagebirds. In: West G, Heard D, Caulkett N (Hrsg.). Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia. Erste Auflage. 2007. Blackwell Publishing. Oxford. 269-298.
58. Hawkins M, Zehnder A, Pascoe P. Cagebirds. In: West G, Heard D, Caulkett N (Hrsg.). Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia. Zweite Auflage. 2014. John Wiley and Sons, Inc. Oxford. 399-434.
59. Heard D. Monitoring. In: West G, Heard D, Caulkett N (Hrsg.). Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia. Erste Auflage. 2007. Blackwell Publishing Ltd. Oxford. 83-91.
60. Heard D. Galliformes and Columbiformes. In: West G, Heard D, Caulkett N (Hrsg.). Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia. Zweite Auflage. 2014. John Wiley and Sons, Inc. Oxford. 473-480.
61. Hector J. Techniques for the Serial Collection of Blood Samples and Inspection of Gonads in Free-Living Albatrosses. British Antarctic Survey Bulletin. 1984. 63: 127-133.
62. Hellyer P, Bai L, Supon J, Quail C, Wagner A, Mama K, Magnusson K. Comparison of Opioid and Alpha-2 Adrenergic Receptor Binding in Horse and Dog Brain Using Radioligand Autoradiography. Veterinary Anaesthesia and Analgesia. 2003. 30: 172-182.
63. Hennicke J. Variabilität im Jagdverhalten des Humboldtpinguins (*Spheniscus humboldti*) unter verschiedenen ozeanographischen Bedingungen. Dissertation.

- Mathematisch-Naturwissenschaftliche Fakultät. Christian-Albrechts-Universität zu Kiel. Kiel. 2001.
64. Hennicke J, Culik BM. Foraging Performance and Reproductive Success of Humboldt Penguins in Relation to Prey Availability. *Marine Ecology Progress Series*. 2005. 296: 173-181.
 65. Herling C, Culik BM, Hennicke JC. Diet of the Humboldt Penguin (*Spheniscus humboldti*) in Northern and Southern Chile. *Marine Biology*. 2005. 147: 13-25.
 66. Holberton RL, Helmuth B, Wingfield JC. The Corticosterone Stress Response in Gentoo and King Penguins during the Non-Fasting Period. *The Condor*. 1996. 98 (4): 850-854.
 67. Hopster K, Iversen C, Rohn K, Schiemann V, Ohnesorge B. Einfluss der Kombination von Butorphanol und Detomidin in der Narkoseprämedikation des Pferdes auf den präoperativen Sedationsgrad, die intraoperative Kreislauftsituation und die frühe postoperative Phase. *Pferdeheilkunde*. 2008. 24: 775-783.
 68. Hughes MR. Regulation of Salt Gland, Gut and Kidney Interactions. *Comparative Biochemistry and Physiology*. 2003. 136: 507-524.
 69. Hummel G. Atmungsorgane. In: Loeffler K, Strauch D (Hrsg.). *Anatomie und Physiologie der Vögel*. Erste Auflage. 2000. Verlag Eugen Ulmer GmbH & Co. Stuttgart. 112-129.
 70. Janecka A, Fichna J, Janecki T. Opioid Receptors and their Ligands. *Current Topics in Medicinal Chemistry*. 2004. 4: 1-17.
 71. Jones H, Shellam G. Blood Parasites in Penguins, and their Potential Impact on Conservation. *Marine Ornithology*. 1999. 27: 181-184.
 72. Kempf H. Persönliche Mitteilung. Tierärztliche Klinik Gessertshausen. 2012.
 73. Khan Z, Pal M, Paliwal D, Damodaran V. Aspergillosis in Imported Penguins. *Sabouraudia: Journal of Medical and Veterinary Mycology*. 1977. 15 (1): 43-45.
 74. Klaphake E, Schumacher J, Greenacre C, Jones M, Zagaya N. Comparative Anesthetic and Cardiopulmonary Effects of Pre-versus Postoperative Butorphanol Administration in Hispaniolan Amazon Parrots (*Amazona ventralis*) Anesthetized with Sevoflurane. *Journal of Avian Medicine and Surgery*. 2006. 20 (1): 2-7.
 75. Kooyman G, Ponganis P, Castellini M, Ponganis E, Ponganis K, Thorson P, Eckert S, LeMaho Y. Heart Rates and Swim Speeds of Emperor Penguins Diving Under Sea Ice. *Journal of Experimental Biology*. 1992. 165: 161-180.
 76. Korb R, Lierz M. Vögel. In: Erhardt W, Henke J, Haberstroh J, Baumgartner C, Tacke S (Hrsg.). *Anästhesie und Analgesie beim Klein- und Heimtier mit Exoten, Labortieren, Vögeln, Reptilien, Amphibien und Fischen*. Zweite Auflage. 2011. Schattauer GmbH. Stuttgart. 790-834.

77. Korbelt R. Narkose. In: Kaleta EF, Krautwald-Junghanns M-E (Hrsg.). Kompendium der Ziervogelkrankheiten. Dritte Auflage. 2007. Schlütersche Verlagsgesellschaft mbH & Co. KG. Hannover. 116-122.
78. Korbelt R. Beos. In: Fehr M, Sassenburg L, Zwart P (Hrsg.). Krankheiten der Heimtiere. Siebte Auflage. 2008. Schlütersche Verlagsgesellschaft mbH & Co. KG. Hannover. 419-436.
79. Krause KJ, Reavill D, Weldy SH, Bradway DS. *Mycobacterium genavense* in an African Penguin (*Spheniscus demersus*). Journal of Zoo and Wildlife Medicine. 2012. 46 (4): 971-975.
80. Krautwald-Junghanns M. Aids to Diagnosis. In: Coles B (Hrsg.). Essentials of Avian Medicine and Surgery. Dritte Auflage. 2007. Blackwell Publishing Ltd. Oxford. 56-102.
81. Ksepka DT, Bertelli S, Giannini NP. The Phylogeny of the Living and Fossil *Sphenisciformes* (Penguins). Cladistics. 2006. 22: 412-441.
82. Lamont L, Mathews K. Opioids, Nonsteroidal Anti-Inflammatories, and Analgesic Adjuvants. In: Tranquilli W, Thurmon J, Grimm K (Hrsg.). Lumb & Jones' Veterinary Anesthesia and Analgesia. Vierte Auflage. 2007. Blackwell Publishing. Ames, Iowa. 241-272.
83. Langan J, Ramsay E, Blackford J, Schumacher J. Cardiopulmonary and Sedative Effects of Intramuscular Medetomidine-Ketamine and Intravenous Propofol in Ostriches (*Struthio camelus*). Journal of Avian Medicine and Surgery. 2000. 14 (1): 2-7.
84. Lawton M. Anaesthesia. In: Beynon P, Forbes N, Harcourt-Brown N (Hrsg.). BSAVA Manual of Raptors, Pigeons and Waterfowl. Erste Auflage. 1996. British Small Animal Veterinary Association Limited. Shurdington, Cheltenham. 79-88.
85. Lenfant C, Kooyman G, Elsner R, Drabek C. Respiratory function of blood of the Adélie penguin *Pygoscelis adeliae*. American Journal of Physiology. 1969. 216 (6): 1598-1600.
86. Leslie F. Methods Used for the Study of Opioid Receptors. Pharmacological Reviews. 1987. 39 (8): 197-249.
87. Lichtenberger M. Determination of Indirect Blood Pressure in the Companion Bird. Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine. 2005. 14 (2): 149-152.
88. Lierz M, Korbelt R. Vögel. In: Erhardt W, Henke J, Haberstroh J, Baumgartner C, Tacke S (Hrsg.). Anästhesie und Analgesie beim Klein- und Heimtier mit Exoten, Labortieren, Vögeln, Reptilien, Amphibien und Fischen. Zweite Auflage. 2011. Schattauer GmbH. Stuttgart. 790-834.
89. Lierz M, Korbelt R. Anesthesia and Analgesia in Birds. Journal of Exotic Pet Medicine. 2012. 21: 44-58.

90. Ludders J. Respiratory Physiology of Birds: Considerations for Anesthetic Management. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 1998. 7 (1): 3-9.
91. Ludders J. Inhaled Anesthesia for Birds. In: Gleed R, Ludders J (Hrsg.). *Recent Advances in Veterinary Anesthesia and Analgesia: Companion Animals*. 2001. International Veterinary Information Service (www.ivis.org). Ithaca.
92. Ludders J, Matthews N. Birds. In: Tranquilli W, Thurmon J, Grimm K (Hrsg.). *Lumb & Jones' Veterinary Anesthesia and Analgesia*. Vierte Auflage. 2007. Blackwell Publishing. Ames, Iowa. 841-868.
93. Lumeij J, Deenik J. Medetomidine-Ketamine and Diazepam-Ketamine Anesthesia in Racing Pigeons (*Columba livia domestica*) - A Comparative Study. *Journal of Avian Medicine and Surgery*. 2003. 17 (4): 191-196.
94. Luna-Jorquera G, Culik B, Aguilar R. Capturing Humboldt Penguins *Spheniscus humboldti* with the Use of an Anaesthetic. *Marine Ornithology*. 1996. 24: 47-50.
95. Luna-Jorquera G, Culik BM. Diving Behaviour of Humboldt Penguins *Spheniscus humboldti* in Northern Chile. *Marine Ornithology*. 1999. 27: 67-76.
96. Machin K. Avian Analgesia. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 2005. 14 (4): 236-242.
97. Machin K, Caulkett N. Investigation of Injectable Anesthetic Agents in Mallard Ducks (*Anas platyrhynchos*): A Descriptive Study. *Journal of Avian Medicine and Surgery*. 1998. 12 (4): 255-262.
98. Mansour A, Khachatourian H, Lewis M, Akil H, Watson S. Anatomy of CNS Opioid Receptors. *Trends in Neurosciences*. 1988. 11 (7): 308-314.
99. Martín-Cancho M, Lima J, Luis L, Crisóstomo V, Carrasco-Jiménez M, Usón-Gargallo J. Relationship of Bispectral Index Values, Haemodynamic Changes and Recovery Times during Sevoflurane or Propofol Anaesthesia in Rabbits. *Laboratory Animals*. 2006. 40: 28-42.
100. Martin-Jurado O, Simova-Curd S, Bettschart-Wolfensberger R, Hatt J. Bispectral Index Reveals Death-feigning Behavior in a Red Kite (*Milvus milvus*). *Journal of Avian Medicine and Surgery*. 2011. 25 (2): 132-135.
101. Martin-Jurado O, Vogt R, Kutter A, Bettschart-Wolfensberger R, Hatt J. Effect of Inhalation of Isoflurane at Endtidal Concentrations Greater than, Equal to, and Less than the Minimum Anesthetic Concentration on Bispectral Index in Chickens. *American Journal of Veterinary Research*. 2008. 69 (10): 1254-1261.
102. Martínez I. Order SPHENISCIFORMES. In: del Hoyo J, Elliott A, Sargatal J (Hrsg.). *Handbook of the Birds of the World*. Erste Auflage. 1992. Lynx Edicions. Barcelona, Spain. 139-160.

103. Mazzaferro E, Wagner AE. Hypotension During Anesthesia in Dogs and Cats: Recognition, Causes, and Treatment. Compendium on Continuing Education for the Practising Veterinarian -North American Edition-. 2001. 23 (8): 728-737.
104. Meir J, Ponganis P. High-affinity Hemoglobin and Blood Oxygen Saturation in Diving Emperor Penguins. Journal of Experimental Biology. 2009. 212: 3330-3338.
105. Merritt K, King NE. Behavioral Sex Differences and Activity Patterns of Captive Humboldt Penguins (*Spheniscus humboldti*). Zoo Biology. 1987. 6: 129-138.
106. Molero C, Bailey T, Di Somma A. Anaesthesia of Falcons with a Combination of Injectable Anaesthesia (Ketamine-Medetomidine) and Gas Anaesthesia (Isoflurane). FALCO The Newsletter of the Middle East Falcon Research Group. 2007. 30: 17-19.
107. Moran T, Abdulla F, Smith P. Cellular Neurophysiological Actions of Nociceptin/Orphanin FQ. Peptides. 2000. 21: 969-976.
108. Mulcahy D. Free-Living Waterfowl and Shorebirds. In: West G, Heard D, Caulkett N (Hrsg.). Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia. Erste Auflage. 2007. Blackwell Publishing Ltd. Oxford. 299-324.
109. Müller K, Holzapfel J, Brunnberg L. Total Intravenous Anaesthesia by Boluses or by Continuous Rate Infusion of Propofol in Mute Swans (*Cygnus olor*). Veterinary Anaesthesia and Analgesia. 2011. 38: 286-291.
110. Napier J, Hinrichs H, Lampen F, Iwen PC, Wickert RS, Garrett JL, Aden TA, Restis E, Curro TG, Simmons LG, Armstrong DL. An Outbreak of Avian Mycobacteriosis Caused by *Mycobacterium intracellulare* in Little Blue Penguins (*Eudyptula minor*). Journal of Zoo and Wildlife Medicine. 2009. 40 (4): 680-686.
111. Otsuka R, Aoki K, Hori H, Wada M. Changes in Circulating LH, Sex Steroid Hormones, Thyroid Hormones and Corticosterone in Relation to Breeding and Molting in Captive Humboldt Penguins (*Spheniscus humboldti*) Kept in an Outdoor Open Display. Zoological Science. 1998. 15: 103-109.
112. Pankow W. Alfaxan: ein neues Injektionsnarkotikum. Kleintierpraxis. 2008. 53 (10): 648-651.
113. Paredes R, Zavalaga CB, Battistini G, Majluf P, McGill P. Status of the Humboldt Penguin in Peru, 1999-2000. Waterbirds. 2003. 26 (2): 129-138.
114. Paul-Murphy J, Fialkowski J. Injectable Anesthesia and Analgesia of Birds. In: Gleed R, Ludders J (Hrsg.). Recent Advances in Veterinary Anesthesia and Analgesia: Companion Animals. 2001. International Veterinary Information Service (www.ivis.org). Ithaca, New York.
115. Parsons CG, West DC, Headley PM. Spinal Antinociceptive Actions and Naloxone Reversibility of Intravenous μ - and κ -Opioids in Spinalized Rats: Potency Mismatch with Values Reported for Spinal Administration. British Journal of Pharmacology. 1989. 98: 533-543.

116. Pollock C. Body Condition Scoring in Birds. LafeberVet Website. 2012. URL: <https://lafeber.com/vet/body-condition-scoring/>. Zugriff am 26.02.2018.
117. Ponganis P, Van Dam R, Knowler T, Levenson D. Temperature Regulation in Emperor Penguins Foraging under Sea Ice. *Comparative Biochemistry and Physiology Part A*. 2001. 129: 811-820.
118. Powell F. Respiration. In: Causey Whittow G (Hrsg.). *Sturkie's Avian Physiology*. Fünfte Auflage. 2000. Academic Press. San Diego. 231-264.
119. Powell F, Hempleman S. Sources of Carbon Dioxide in Penguin Air Sacs. *American Journal of Physiology - Regulatory, Integrative and Comparative Physiology*. 1985. 248: 748-752.
120. Redig P, Willette M, Ponder J. Raptors. In: West G, Heard D, Caulkett N (Hrsg.). *Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia*. Zweite Auflage. 2014. John Wiley and Sons, Inc. Oxford. 459-472.
121. Reisfeld L, Barbirato M, Ippolito L, Cardoso R, Nichi M, Sgai M, Pizzutto C. Reducing Bumblefoot Lesions in a Group of Captive Magellanic Penguins (*Spheniscus magellanicus*) with the Use of Environmental Enrichment. *Pesquisa Veterinária Brasileira*. 2013. 33 (6): 791-795.
122. Sandmeier P. Evaluation of Medetomidine for Short-Term Immobilization of Domestic Pigeons (*Columba livia*) and Amazon Parrots (*Amazona species*). *Journal of Avian Medicine and Surgery*. 2000. 14 (1): 8-14.
123. Schmitt P, Göbel T, Trautvetter E. Evaluation of Pulse Oximetry as a Monitoring Method in Avian Anesthesia. *Journal of Avian Medicine and Surgery*. 1998. 12 (2): 91-99.
124. Simeone A, Bernal M, Meza J. Incidental Mortality of Humboldt penguins *Spheniscus humboldti* in Gill Nets, Central Chile. *Marine Ornithology*. 1999. 27: 157-161.
125. Simeone AS, Hiriart-Bertrand L, Reyes-Arriagada R, Halpern M, Dubach J, Wallace R, Pütz K, Lüthi B. Heterospecific Pairing and Hybridization between Wild Humboldt and Magellanic Penguins in Southern Chile. *The Condor*. 2009. 111 (3): 544-550.
126. Sinclair M. A Review of the Physiological Effects of Alpha-2-agonists Related to the Clinical Use of Medetomidine in Small Animal Practice. *Canadian Veterinary Journal*. 2003. 44 (11): 885-897.
127. Sinn LC. Anesthesiology. In: Ritchie B, Harrison G, Harrison L (Hrsg.). *Avian Medicine: Principles and Application*. Erste Auflage. 1994. Wingers Publishing. Lake Worth, Florida. 1066-1080.

128. Smith F, West N, Jones D. The Cardiovascular System. In: Whittow G (Hrsg.). Sturkie's Avian Physiology. Fünfte Auflage. 2000. Academic Press. San Diego. 141-231.
129. Smith K, Karesh W, Majluf P, Paredes R, Zavalaga C, Hoogesteijn Reul A, Stetter M, Braselton W, Puche H, Cook R. Health Evaluation of Free-Ranging Humboldt Penguins (*Spheniscus humboldti*) in Peru. Avian Diseases. 2008. 52 (1): 130-135.
130. Stahel C, Nicol S. Temperature Regulation in the Little Penguin, *Eudyptula minor*, in Air and Water. Journal of Comparative Physiology. 1982. 148: 93-100.
131. Stoskopf M, Kennedy-Stoskopf S. Aquatic Birds (*Sphenisciformes*, *Gaviiformes*, *Podicipediformes*, *Procellariiformes*, *Pelecaniformes* and *Charadriiformes*). In: Fowler M (Hrsg.). Zoo and Wild Animal Medicine. Auflage. 1986. W.B. Saunders. Philadelphia. 293-313.
132. Strunk A, Wilson G. Avian Cardiology. Veterinary Clinics: Exotical Animal Practice. 2003. 6: 1-28.
133. EAZA Penguin Taxon Advisory Group. Spheniscus Penguin Husbandry Manual. 1993. European Association of Zoos and Aquaria.
134. Taylor SS. Parental Care during Incubation and Chick-Rearing in Humboldt penguins, *Spheniscus humboldti*. Master of Science Thesis. Dalhousie University. Halifax, Nova Scotia. 2000.
135. Thil M, Groscolas R. Field Immobilization of King Penguins with Tiletamine-Zolazepam. Journal of Field Ornithology. 2002. 73 (3): 308-317.
136. Walker BG, Boersma PD, Wingfield JC. The Glucocorticoid Stress Response in Magellanic Penguins (*Spheniscus magellanicus*): Comparing Within and Between Breeding Seasons, by Age and Colony, after Fighting, and with Other Penguin Species. Canadian Journal of Zoology. 2015. 93 (2): 123-131.
137. Wallace RS. Sphenisciformes (Penguins). In: Miller R, Fowler M (Hrsg.). Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine, Volume 8. Erste Auflage. 2014. Elsevier Saunders. St. Louis. 83-88.
138. Wallace RS, Dubach J, Michaels MG, Keuler NS, Diebold ED, Grzybowski K, Teare JA, Willis M. Morphometric Determination of Gender in Adult Humboldt Penguins (*Spheniscus humboldti*). Waterbirds. 2008. 31 (3): 448-453.
139. Westcott D, Reid K. Use of Medetomidine for Capture and Restraint of Cassowaries (*Casuaris casuaris*). Australian Veterinary Journal. 2002. 80 (3): 150-153.
140. Widmer D, Ziemssen E, Schade B, Kappe E, Schmitt F, Kempf H, Wibbelt G. *Pseudomonas aeruginosa* Infection in a Group of Captive Humboldt Penguins (*Spheniscus humboldti*). Journal of Avian Medicine and Surgery. 2016. 30 (2): 187-195.

141. Williams TD (Hrsg.). The Penguins. Erste Auflage. 1995. Oxford University Press. New York.
142. Wilson R, Wilson M. A Minimal-Stress Bird-Capture Technique. The Journal of Wildlife Management. 1989. 53 (1): 77-80.
143. Wittert G, Hope P, Pyle D. Tissue Distribution of Opioid Receptor Gene Expression in the Rat. Biochemical and Biophysical Research Communications. 1996. 2187: 877-881.
144. Yamashita K, Akashi N, Katayama Y, Uchida Y, Umar M, Itami T, Inoue H, Sams R, Muir W. Evaluation of Bispectral Index (BIS) as an Indicator of Central Nervous System Depression in Horses Anesthetized with Propofol. Journal of Veterinary Medical Science. 2009. 71 (11): 1465-1471.
145. Yelderman M, New W. Evaluation of Pulse Oximetry. Anesthesiology. 1983. 59: 349-352.
146. Zehnder A, Hawkins M, Pascoe P, Kass P. Evaluation of Indirect Blood Pressure Monitoring in Awake and Anesthetized Red-Tailed Hawks (*Buteo jamaicensis*): Effects of Cuff Size, Cuff Placement, and Monitoring Equipment. Veterinary Anaesthesia and Analgesia. 2009. 36: 464-479.

12 Danksagung

Mein herzlicher Dank gilt Prof. Dr. Sabine Tacke, die sich bereiterklärt hat, diese Arbeit extern zu betreuen, mir große Freiheit bei der Umsetzung gelassen und mich mit viel Geduld dabei unterstützt hat. Bei meiner guten Freundin und Mentorin Dr. Kerstin Ternes, Zootierärztin des Zoo Duisburg, bedanke ich mich für die schönen Jahre der Zusammenarbeit, der Unterstützung und des Vertrauens sowie ihr stets großes Engagement. Ebenso möchte ich Achim Winkler, damals Zoodirektor des Zoo Duisburg, danken. Die Bereitschaft, Doktoranden mit finanziellen Mitteln und Material zu fördern, ermöglicht eine der wichtigsten Aufgaben moderner zoologischer Gärten: die wissenschaftliche Arbeit.

Für ihr großes Vertrauen hinsichtlich der Untersuchung der Humboldtpinguine möchte ich mich bei Andrea Gerstner vom Luisenpark in Mannheim, Dr. Michael Flügger und Dr. Adriane Prahm vom Tierpark Hagenbeck in Hamburg sowie Jens Stirnberg vom Tierpark und Fossilium Bochum herzlich bedanken. Für die Untersuchung wurden durch das VMD-Zentrum Holzwickede Räumlichkeiten, Technik und viel Arbeitszeit zur Verfügung gestellt. Für ihr Interesse, die Organisation sowie die hervorragende Zusammenarbeit bedanke ich mich vor allem bei Daniela Franz, aber auch allen anderen Mitarbeitern des VMD-Zentrums. Berthold Student danke ich für die Bereitstellung des digitalen Röntgensystems. Bei Hermann Kempf, damals für die Tierklinik Gessertshausen, zum Zeitpunkt der Fertigstellung dieser Dissertation in eigener Praxis tätig, möchte ich mich für die fachliche Beratung und tatkräftige praktische Unterstützung ebenfalls ganz herzlich bedanken. Mein Dank gilt auch Dr. Sandra Langer sowie Dr. Lisa Wiegmann, die bei der Vorbereitung und praktischen Umsetzung der Studie unverzichtbare Hilfe geleistet haben. Bei Dr. Klaus Failing sowie Andreas Schaubmar von der AG Biomathematik der JLU Gießen bedanke ich mich für die statistische Auswertung und freundliche Beratung. Dr. Christine Lendl gab dem Projekt im richtigen Moment einen kleinen, aber hilfreichen Anstoß – auch hierfür möchte ich mich bedanken.

Meiner Kollegin Eva Ziemssen gebührt mein Dank für unermüdliches Korrekturlesen, ihre stets wertvolle Meinung sowie dafür, dass sie mir während der Fertigstellung der Dissertation immer wieder den Rücken freigehalten hat.

Selbstverständlich haben meine Familie und Freunde, die mich über Jahre hinweg ermuntert und unterstützt haben, ebenfalls den allergrößten Dank verdient!

Anhang

**Ergebnisse von Allgemeinuntersuchung, Blutuntersuchung,
Elektrokardiographie und bildgebenden Verfahren
(Röntgen/Computertomographie) sowie Sektion**

Patient Nummer	Klinische Symptome	Blutuntersuchung und EKG	Bildgebung/Sektion
1			
2			
3			
4		Bigeminiforme ventrikuläre Extrasystolen mit kompensatorischer Pause.	
5			Einzelne, herdförmige Veränderung der linken Lunge. Sektion: granulomatöse Entzündung durch aviäre Mykobakterien.
6		Hämatokrit ggr. erhöht.	Steine im Magen.
7		CK erhöht.	Magen hgr. gefüllt.
8			Einzelne, herdförmige Veränderung der linken Lunge und der Leber. Sektion: granulomatöse Entzündung durch aviäre Mykobakterien.
9			Steine im Magen; während Erholungsphase verstorben. Sektion: Ventrikelruptur.
10		AV-Block 2. Grades Mobitz Typ 1; negative T-Welle.	Perforierender Fremdkörper im Magen.
11		Hämatokrit ggr. erhöht.	
12		CK erhöht.	Linke Lunge fast vollständig konsolidiert. Herdförmige Veränderungen der Leber. Sektion: granulomatöse Entzündung durch aviäre Mykobakterien (Lunge, Leber). Perforierender Fremdkörper im Magen.
13	Mgr. Dyspnoe.		Linke Lunge fast vollständig konsolidiert, Dilatation linke Thorakalluftsäcke. Sektion: granulomatöse Entzündung durch aviäre Mykobakterien.
14		Vereinzelte ventrikuläre Extrasystolen.	
15			

16			
17	Ggr. Dyspnoe, Lahmheit.	Heterophile Granulozyten 92%.	Arthrotische Veränderungen der Kniegelenke; Verdacht auf frei in der Körperhöhle liegenden Fremdkörper.
18			Einzelne herdförmige Veränderung der linken Lunge, herdförmige Veränderungen der Leber. Sektion: granulomatöse Entzündung durch aviäre Mykobakterien.
19	Ggr. Dyspnoe.	CK erhöht.	
20		CK erhöht; Kalzium ggr. vermindert; Leukozyten 42,5 G/l (noch im Referenzbereich, jedoch höher als bei übrigen Patienten).	Linke Lunge fast vollständig konsolidiert. Sektion: granulomatöse Entzündung durch aviäre Mykobakterien.
21		CK erhöht.	
22		CK erhöht.	

Anästhesieprotokoll

Narkoseprotokoll - Seite 1

Tierart:	Sex:	Datum/Uhrzeit:
ID:		Alter (J.):
Besitzer:		Herkunft:

Ernährungszustand (visuell-palpatorisch): sehr gut (1) - gut (2) - mäßig (3) - schlecht (4) - kachektisch (5)	Gewicht (kg):
Allgemeinbefinden: gut (0) - ggr. (1)/mgr. (2)/hgr. (3) beeinträchtigt	
Erregungszustand: ruhig (0) - ggr. (1)/mgr. (2)/hgr. (3) erregt	
Anamnese/klinisch relevante Informationen:	

Umgebungstemperatur (°C):	rel. LF (%):
----------------------------------	---------------------

Anästhesie - initiale Dosis			
5 mg/kg Ketamin	[]	mg	[] ml 10%
0,05 mg/kg Medetomidin	[]	mg	[] ml 0,1%
0,5 mg/kg Butorphanol	[]	mg	[] ml 1%
Antagonisierung			
mg/kg Atipamezol	[]		[] ml 0,5%

Uhrzeit initiale Dosis	1.	2.	3.	4. Nachdosierung	
	Dosis	Dosis	Dosis	Dosis	
Route/Ort	Uhrzeit	Uhrzeit	Uhrzeit	Uhrzeit	
Uhrzeit Antagonisierung					
Route/Ort					

Sonstige Medikation:
Untersuchungen/Eingriffe:

Narkoseprotokoll - Seite 2

ID:

Sex:

Datum:

Einleitungsphase:

AF (AZ/Min.)

Uhrzeit

Uhrzeit	Bemerkungen

Aufwachphase:

AF (AZ/Min.)

Uhrzeit

Uhrzeit	Bemerkungen

Datum:

[illegible]

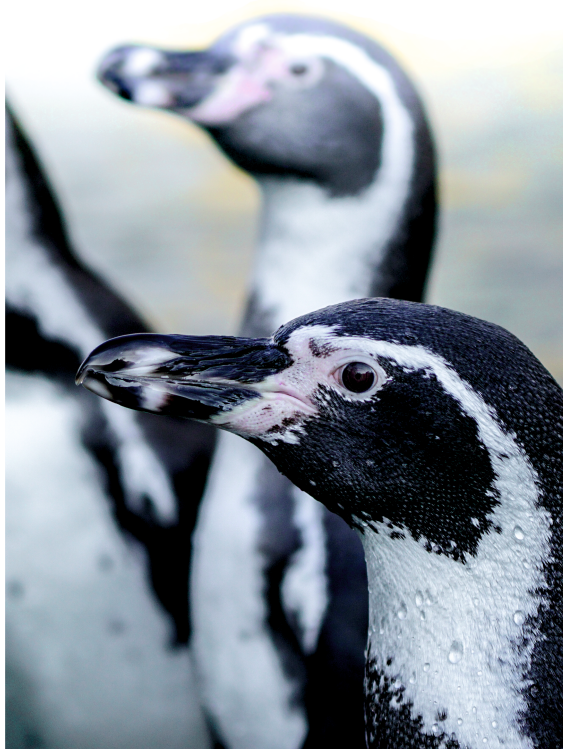
Narkoseprotokoll - Seite 3.2

ID:

Sex:

Datum:

	Uhrzeit								
Reflexe gesamt									
Lidschluss (0-2/0)									
Palpebral (0-2/0)									
Pupillenöffn. (0-3/0-1)									
Pupillenr. (0-2/0-1)									
Korneal (0-3/2)									
Kopflage (0-2/0)									
Nackentonus (0-2/0)									
Beintonus (0-2/0)									
Pektoralis (0-2/0)									
Propatag. (0-3/0)									
Zwischenzehen (0-2/0)									
Kloakal (0-2/0)									
Intubation									



édition scientifique
VVB LAUFERSWEILER VERLAG

VVB LAUFERSWEILER VERLAG
STAUFENBERGRING 15
D-35396 GIESSEN

Tel: 0641-5599888 Fax: -5599890
redaktion@doktorverlag.de
www.doktorverlag.de

ISBN: 978-3-8359-6727-4



9 783835 196727 4